ME XXIV, FASC. 4 — 1er NOVEMBRE 1959

REVUE
DE
MYCOLOGIE

Publication paraissant 5 fois par an

Fascicule consacré à la Mycologie et la Phytopathologie tropicales

publiée et dirigée par

ROGER HEIM
Membre de l'Institut (Académie des Sciences)
Directeur du Muséum National

Rédacteur principal :
CLAUDE MOREAU



BORATOIRE DE CRYPTOGAMIE
MUSÉUM NATIONAL D'HISTOIRE NATURELLE
PARIS

LABORATOIRE DE MYCOLOGIE ET
PHYTOPATHOLOGIE TROPICALES
DE L'ÉCOLE PRATIQUE DES HAUTES ÉTUDES

12, RUE DE BUFFON, PARIS Ve

Périodique subventionné par le Centre National de la Recherche Scientifique

TOME XXIV, Fasc. 4. 1er NOVEMBRE 1959.

SOMMAIRE

Mise au point phytopathologique

Travaux originaux

Analyses

MISE AU POINT PHYTOPATHOLOGIQUE

La " rouille américaine " du Maïs due au Puccinia polysora Underw.

Par Bernard HUGUENIN.

■

Auprès des autres cultures céréalières tropicales le Maïs joue un rôle non négligeable dans l'alimentation des populations locales. Son introduction en Afrique remonte au XVI[e] siècle et se fit par deux voies très différentes, empruntées chacune par un Maïs bien particulier :

— la voie méditerranéenne prise par le Maïs corné en provenance d'Amérique centrale et propagé par les populations arabes à travers le Sahara (itinéraire Maroc-Sénégal) ou par les fleuves (itinéraire Nil-Bahr el Gazal),
— la voie guinéenne prise par les Maïs farineux ramenés d'Amérique du Sud par les commerçants espagnols et portugais.

Ces deux origines différentes expliquent la disparité des populations initiales de Maïs africain car il en est résulté une mise en place absolument accidentelle : Maïs corné dans la zone sèche, du Sénégal au Soudan, Maïs tendre dans la zone humide guinéenne. Cette séparation se retrouve aussi dans la destinée alimentaire de ces Maïs : le type corné est utilisé exclusivement comme céréale de soudure et, le plus souvent, est consommé en vert (grain à albumen laiteux) alors que le type farineux joue un rôle de céréale primaire au point d'avoir parfois évincé son concurrent direct, le Sorgho; c'est le cas en Sierra Leone où, non content d'avoir usurpé sa place, il a également pris son nom indigène. Une séparation aussi nette représente évidemment un schéma idéal qu'on ne saurait retrouver dans les populations de Maïs local, représentées le plus souvent par un Maïs tout-venant à caractères essentiellement variables. Toutefois elle correspond bien à une tendance générale de ce type tout-venant, plus corné en régions sèches et plus farineux en zone guinéenne. De plus les nombreuses introductions pratiquées par les stations agronomiques ont compliqué le problème,

les caractères culturaux nécessaires n'étant pas toujours compatibles avec les caractères organoleptiques demandés par les populations locales.

Pour les territoires d'A.O.F.-Togo la situation est actuellement la suivante : dans les zones faisant immédiatement suite aux bandes forestières, le Maïs occupe 1.200.000 ha. Bénéficiant de conditions climatiques particulières, il peut alors donner deux récoltes par an avec un rendement de 700 kg/ha, ce qui est malgré tout assez faible. La quasi-totalité du Maïs ainsi produit étant utilisée par les populations locales, toute épiphytie destructrice peut prendre une importance prépondé-
et les cultures sont toujours à la merci de l'apparition d'une nouvelle
rante en étant à l'origine d'une famine. Ce danger est aujourd'hui latent, du fait de la présence de la « Rouille américaine » en Afrique
race qui pourrait renouveler à son profit la grande épiphytie de 1950-1951.

Historique de la maladie. Répartition géographique.

Répartition sur le continent américain (Fig. 1).

Le *Puccinia polysora* fut décrit pour la première fois en oct. 1891 par L. M. Underwood sur des feuilles de *Tripsacum dactyloides* L. récoltées à Auburn (Alabama, Etats-Unis). La diagnose en fut publiée en 1897 dans le Bulletin du *Torrey Botanical Club*.

Par la suite, cette rouille fut retrouvée en Amérique centrale et en Amérique du Nord. Elle est signalée en 1920 sur *Tripsacum dactyloides* au New Jersey, en Floride et à Saint-Domingue; sur *Tripsacum lanceolatum* au Mexique et sur *Tripsacum latifolium* à Cuba. En 1934, on la retrouve en Virginie sur *Tripsacum laxum* et en Floride sur *Erianthus divaricatus*. Sur *Tripsacum laxum*, Kern la signale en 1938 au Venezuela et Baker en 1940 au Honduras britannique et dans les îles du golfe du Mexique : Cuba, Jamaïque, Martinique, Sainte-Lucie, Trinidad, Tobago.

C'est seulement en 1941 que l'on se rendit compte de sa présence sur Maïs : elle était jusqu'alors confondue avec le *Puccinia sorghi* Schw. Cummins effectuant une étude critique d'un échantillon du *Puccinia sorghi* sur Maïs, déterminé et récolté par Stakman à Tengo Maria (Pérou), est alerté par la présence de téliosores clos, indéhiscents, qui lui permettent de rectifier la précédente détermination en rapportant cette rouille au *Puccinia polysora* Underw. Il met ainsi l'accent sur la présence possible de ce parasite sur le Maïs.

Une révision des échantillons de l'Herbier Arthur permit alors à Cummins de montrer la confusion constante entre les deux rouilles; le plus ancien échantillon de Maïs atteint de *Puccinia polysora* a été récolté dès 1879. La même erreur avait d'ailleurs été commise par

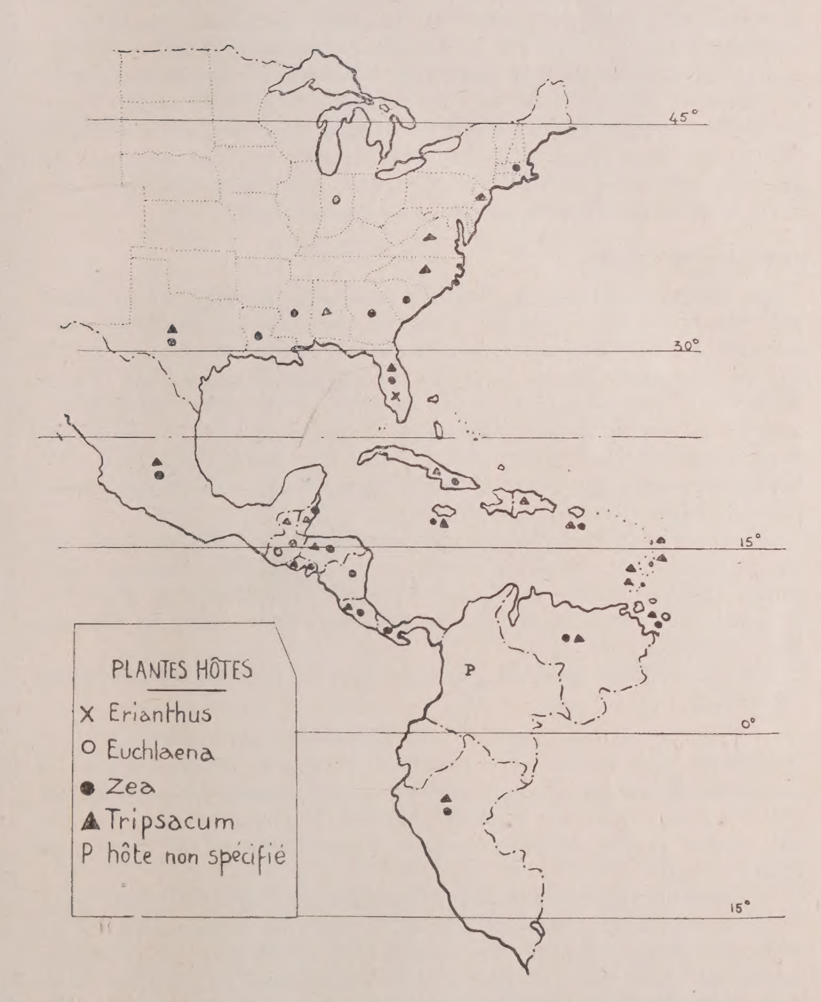


Fig. 1. — *Puccinia polysora* Underw. — Répartition sur le continent américain (d'après Wood et Lipscomb).

Ellis dans sa détermination des échantillons de la collection de Newton (Massachusetts) ; le *Puccinia polysora* est retrouvé sur des échantillons de Maïs rouillé en provenance du Honduras britannique, de Costa Rica, Cuba, Georgie, du Mexique, Mississipi, de Panama, Porto-Rico et du Texas. Au Guatémala, Kellerman rectifie ses précédentes déterminations et le signale sur Téosinte (*Euchlaena mexicana*) où, jusqu'en 1941 il l'avait confondue avec le *Puccinia sorghi*. Enfin en 1950, Nance le signale sur Maïs le long de l'Ohio en Indiana et Wright la même année à la Jamaïque. Brown en 1953 remarque sa présence constante à Trinidad et signale une légère résistance des Maïs antillais par rapport aux Maïs nord-américains.

Apparition en Afrique.

En Afrique tropicale, la rouille cosmopolite *Puccinia sorghi* était présente sur le Maïs mais elle n'occasionnait que des dégâts peu importants. En 1949 Deighton lui rapporte une attaque massive de rouille qui sévit en Sierra Leone. En 1950 cette attaque s'étend à toute la côte du Bénin et elle est rapportée par Meiffren au *Puccinia sorghi* Schw. associé à l'*Helminthosporium maydis* Nisik. et Miy. et au *Fusarium moniliforme* Sheld. L'importance inusitée des dégâts causés par cette rouille fit penser que l'on était en présence d'une race physiologique nouvelle particulièrement virulente.

Ce caractère attira l'attention des spécialistes du C.M.I. de Kew; sur les collections de Deighton (1949) et de Watterson (Nigeria, Gold Coast, 1950) Cummins et Bisby établissent la présence du *Puccinia polysora* Underw. Celui-ci est donc parvenu à s'introduire en Afrique. Mais de quelle manière?

Deux hypothèses sont en présence pour essayer d'expliquer cette introduction :

— Celle des auteurs anglais et de Mallamaire qui soutiennent l'introduction récente de cette rouille à la faveur d'importations de semences en provenance d'Amérique. Le *Puccinia polysora* aurait d'abord lutté contre son concurrent direct, le *Puccinia sorghi,* et une fois celui-ci évincé, se serait répandu dans toute la zone de culture du Maïs.

— Celle de Luc et Chevaugeon qui admettent la coexistence pacifique de tous temps des deux rouilles, le *Puccinia polysora* étant alors sous une forme atténuée. Peu avant 1949 serait apparue en Sierra Leone une race plus virulente et plus compétitive du *Puccinia polysora* qui, éliminant rapidement son rival, aurait été à l'origine de l'épiphytie.

Dans ces deux positions le seul fait généralement accepté concerne l'éviction du *Puccinia sorghi* par le nouveau parasite. La rouille cosmopolite a en effet disparu sur les cultures de Maïs d'Afrique occiden-

tale pendant toute la durée de l'épiphytie. Actuellement, la maladie étant devenue emphytique, on voit réapparaître le *Puccinia sorghi* dans son aire d'extension initiale. Il semblerait donc que le *Puccinia polysora* ait perdu, avec une partie de sa virulence, son pouvoir compétitif. Nous retrouverons d'ailleurs ce fait avec d'autres exemples d'antagonisme entre la rouille et divers parasites du Maïs.

Les deux hypothèses signalées sont toutes deux appuyées par un certain nombre de faits. En particulier la seconde est soutenue par la

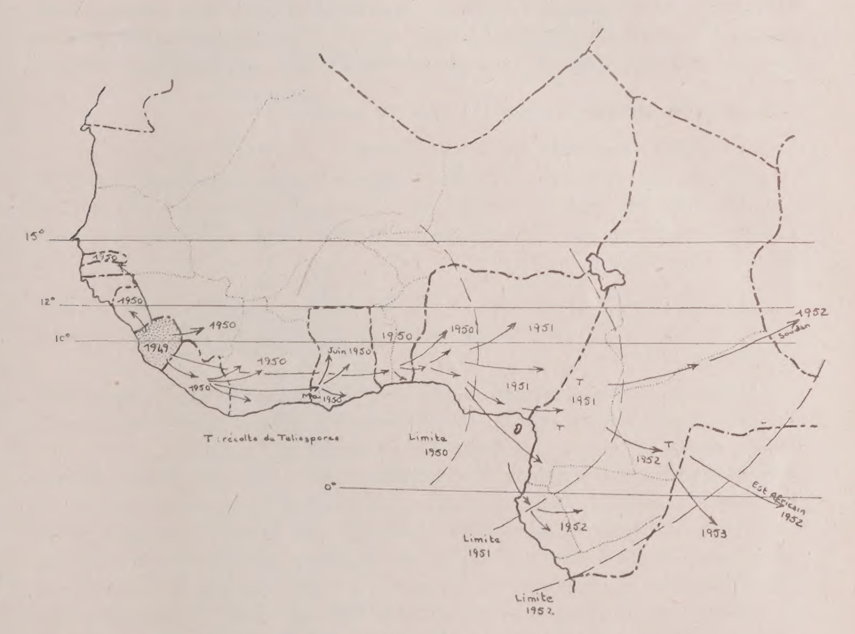


Fig. 2. — *Puccinia polysora* Underw. — Extension en Afrique occidentale durant la période 1949-1953.

difficulté qu'il y a à séparer exactement les deux rouilles, surtout sur un même hôte, ce qui est amplement démontré par les confusions déjà faites à cet égard. De plus, Chevaugeon (1955) signale avoir trouvé dans un secteur isolé de Côte-d'Ivoire une race du *Puccinia polysora* n'occasionnant que des dégâts infimes sur le Maïs comme c'était le cas, avant 1949, pour le *Puccinia sorghi;* étant donné diverses considérations d'ordre géographique et écologique il conclut qu'il n'est pas impossible que cette souche représente la race originelle présente en Afrique avant 1949. Il est difficile de résoudre le problème et seule une étude critique approfondie d'échantillons antérieurs à 1949 peut le

tenter. Or une telle étude n'a pas encore été faite. Toutefois le C.M.I. de Kew a signalé que l'examen d'échantillons de Sierra Leone antérieurs à 1949 n'avait pu mettre en évidence que le *Puccinia sorghi*. Bouriquet, à Madagascar, aboutit à la même conclusion; or il semble impensable que la rouille ait pu sévir à l'état emphytique sur le continent africain sans atteindre par l'intermédiaire des courants aériens, comme elle le fera plus tard, la Grande Ile.

Dans l'état actuel de nos connaissances il est donc assez difficile de trancher entre les deux positions; cependant les faits que nous avons rapportés semblent militer plus en faveur d'une introduction récente du parasite que pour une présence emphytique préalable de celui-ci.

Extension en Afrique tropicale et Asie du Sud-Est.

1949 : foyer primaire de Sierra Leone,

1950 : la rouille s'étend à tout le Bénin côtier jusqu'à la vallée de l'Ogun (Nigeria), soit la Guinée, le Libéria, la Côte-d'Ivoire, la Gold Coast (Ashanti en mai, Transvolta en juin), le Togo-Dahomey et l'angle Sud-Est du Nigeria.

1951 : l'épiphytie continue dans les mêmes régions mais s'étend aussi à l'ensemble du Nigeria et au Cameroun où Grimaldi récolte des téliospores.

1952 : la rouille continue son extension en gagnant le Tchad, l'Oubangui-Chari (Saccas récolte des téliospores à Boukoko) et menace le Congo belge où elle apparaît en fin de saison à Yangambi.

Elle étend également son aire de répartition dans les autres régions d'Afrique tropicale; Tarr la signale au Soudan à Roseires près de la frontière d'Abyssinie. Dans l'Est Africain elle apparaît en juin-juillet au Kenya dans les districts côtiers de Mombasa et Taveta et très probablement dans la province de Nyanza. En août elle gagne l'Uganda et le protectorat de Zanzibar qu'elle envahit en entier y compris l'île Pemba. Enfin son apparition sporadique est rapportée dans les districts Nord du Tanganyika.

1953 : la rouille apparaît en février au Nyassaland à Toleza (ferme expérimentale de la N.F.C.). Puis elle apparaît simultanément dans tout le Tanganyika et la Rhodésie du Nord. En Rhodésie du Sud, elle est signalée en mars dans le district de Lomagundi puis s'étend à la Mazoe et à la vallée du Sabi. Elle est rapportée à la même époque du Mozambique dans les districts de la Chimoia, de Manica et du Buzi.

En dehors du continent africain, Bouriquet signale son apparition sur la côte Est de Madagascar en mars, à la Réunion en mai. Enfin Orian reconnaît la rouille en mars à l'île Maurice.

1954 : durant cette année aucune extension nouvelle de la rouille n'a été signalée. Etant donnée son évolution ultérieure ce trou est probablement dû au temps nécessaire pour traverser l'Océan Indien.

1955 : en mai elle est rapportée dans les îles de l'Océan Indien, Rodrigues et Agalega. En septembre la rouille est signalée simultanément à Los Baoos en l'île de Luzon (Philippines) et à Bangkok en Thaïland. Les deux déterminations ont été faites par G. B. Cummins. Reyes enfin signale qu'elle est apparue également dans les districts Nord de Bornéo.

1956 : son apparition est rapportée en Malaisie et à l'île Christmas. Reyes note son extension aux Philippines et la rapporte deux fois (février-août) à Mindanao.



Fig. 3. — *Puccinia polysora* Underw. — Extension en Afrique tropicale et la partie occidentale de l'Océan Indien.

1957 : la rouille a envahi les Célèbes ainsi que l'île Visayan. On note la possibilité de son apparition aux Indes.

La Rouille américaine du Maïs a donc envahi le Sud-Est asiatique; cette invasion n'était pas une surprise et de nombreux auteurs l'avaient considérée comme inévitable, Orian et Wiltshire entre autres. Sa répartition actuelle suggère en tout cas une introduction par les courants aériens; il n'est pas exclu que d'autres moyens aient pu être employés comme le trafic aérien ou les importations de semences. Toutefois, il est à peu près certain que les courants aériens ont un rôle important, les nombreuses mesures sanitaires prises en Asie au

moment de l'apparition en Afrique du *Puccinia polysora* interdisant les importations de Maïs africain en provenance des territoires touchés par l'épiphytie.

Réparition géographique actuelle.

Après l'année 1957, il semble donc que l'on puisse assigner au *Puccinia polysora* le domaine suivant :

— Les limites Nord et Sud d'extension extrême sont formées par les isothermes annuelles de 20°, la zone de maximum d'intensité étant limitée par les isothermes de 25°.

— En Amérique la rouille semble arrêtée par le bassin Amazonien, ne dépassant pas au Sud le 15e degré de latitude. Au Nord, la maladie est arrêtée par les Montagnes Rocheuses et les zones arides, ne dépassant pas dans l'Ouest le 30e parallèle, alors que dans l'Est la rouille remonte jusqu'au 35e degré et atteint parfois le 40e.

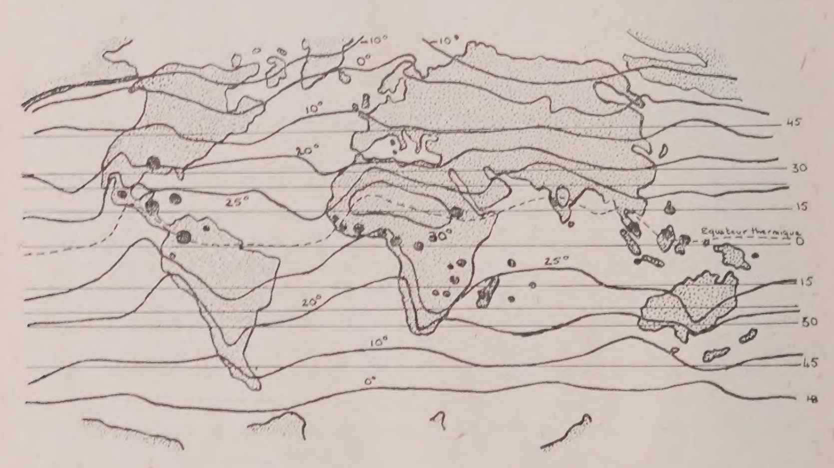


Fig. 4. — *Puccinia polysora* Underw. — Répartition mondiale en relation avec les isothermes annuelles et l'équateur thermique.

— En Afrique le facteur réducteur est l'aire d'extension du Maïs lui-même, ne dépassant pas au Nord le 15e degré et au Sud le tropique qui coïncide avec l'isotherme 25°.

— En Asie enfin, la limite est pour l'instant constituée par les isothermes de 25° mais il n'est pas exclu que la rouille puisse agrandir son domaine, en particulier du côté de l'Australie pour qui la menace semble se préciser.

En conclusion la rouille du Maïs due au *Puccinia polysora* couvre actuellement toute la zone tropicale et subéquatoriale de culture du Maïs, apparaissant ainsi comme une maladie exclusivement localisée, à quelques exceptions près, aux pays chauds, sa courbe de maximum d'intensité correspondant d'ailleurs assez exactement avec l'équateur thermique terrestre, tout au moins dans les zones où le taux d'humidité est compatible avec les exigences biologiques du parasite.

Etiologie de la maladie.

a) **Agent causal ; synonymie.**

La rouille américaine du Maïs (= « Tropical Maize rust » = « South American Maize rust ») est occasionnée par une Pucciniée dont Underwood décrivit le type en octobre 1891 sur des feuilles de *Tripsacum dactyloides* L. récoltées à Auburn (Alabama, Etats-Unis) par Duggar. Etant donnés ses caractères macroscopiques il lui attribua le nom de *Puccinia polysora* n. sp.

On peut relever deux synonymes de cette dénomination :

Puccinia tripsaci Diet. et Holw. (1897)
= *Dicaeoma polysorum* (Underw.) Arth. (1906).

En raison des dates respectives de description et de publication, la détermination *Puccinia tripsaci* doit être abandonnée au profit de *Puccinia polysora*.

Pour la détermination d'Arthur deux positions sont valables :

— celle qui rejetant le genre *Dicaeoma* (S. F. Gray 1821) pris au sens d'Arthur, conserve son intégrité au genre *Puccinia;*

— celle qui, en accord avec les théories d'Arthur, considère le genre *Puccinia* comme un groupe synthétique qui doit être scindé en ses unités constitutives. Cette position sera d'accord avec la détermination d'Arthur *Dicaeoma polysorum;* toutefois ce point de vue est actuellement dépassé, en conséquence de quoi nous adopterons ici la dénomination : *Puccinia polysora* Underwood.

b) **Caractères morphologiques et diagnose.**

Le *Puccinia polysora* est une Urédinée à cycle encore inconnu, aucune phase haploïde n'en étant encore signalée. Cependant le passage par cette phase n'étant pas nécessaire à la conservation de la rouille sous les climats tropicaux, il n'est pas exclu que cette forme puisse se former dans des zones plus septentrionales, telles que les Etats-Unis par exemple. G. B. Cummins soutient cette hypothèse en considérant cette rouille comme hétéroxène.

Dans son étude récente (1953) des rouilles des Andropogonées, Cummins en donne d'ailleurs une diagnose complète :

Urédosores amphigènes, éparpillés ou légèrement groupés, brun cannelle, pulvérulents, ovales ou oblongs, longs de 0,4 à 2,0 mm, entourés par l'épiderme déchiré.

Urédospores variables, souvent quelque peu anguleuses, à peu près ellipsoïdes ou obovales (20)23-29 × 29-36(40) μ; parois de 1-2 μ, jaunâtres ou brun doré, plutôt faiblement échinulées, à 4 ou 5 pores équatoriaux.

Téleutosores amphigènes, plus ou moins éparpillés en petits groupes souvent linéaires, brun noirâtre, indéhiscents.

Téleutospores très variables, ellipsoïdes anguleuses, arrondies ou légèrement émoussées aux extrémités, rétrécies à la base, à constriction plus ou moins importante au niveau de la cloison (18)20-27 × 29-41(49) μ; parois uniformes de 1,5 μ ou très faiblement épaissies à l'apex, brun noisette, lisses; pédicelle jaunâtre ou brunâtre, à parois minces, long de 10 à 30 μ, persistant.

Mésospores souvent abondantes, 22-31 × 15-19 μ.

1) *Le mycélium dans les gaines foliaires.*

Il se présente sous la forme de filaments grêles ayant 4 à 6 μ de large, à cheminement intercellulaire, formant fréquemment dans les méats des amas stromatiques plus ou moins importants. Ces amas apparaissent comme formés de cellules arrondies, plus larges que le mycélium qui leur a donné naissance. C'est le plus souvent au niveau de ces amas stromatiques que l'on rencontre le plus grand nombre de suçoirs dans les cellules de l'hôte. Ils sont en nombre variable par cellule mais le plus souvent très nombreux; nous avons pu en compter dix pour une seule cellule, la moyenne s'établissant vers cinq à sept.

Au point de vue cytologique ce mycélium apparaît comme très peu fourni en cytoplasme actif. On rencontre en effet de nombreuses hyphes vides de tout protoplasme et reconnaissables uniquement par les globules lipidiques jaunes qui ont subsistés. Au point de vue nucléaire ce mycélium apparaît comme normal et on rencontre de manière constante des dicaryons dans la zone active du mycélium. Nous n'avons pu observer que très isolément des groupements de noyaux aberrants, soit un noyau par cellule, soit trois noyaux.

2) *Histologie et formation des suçoirs.*

Le premier symptôme de la formation d'un suçoir est un léger gonflement de la paroi cellulaire qui forme ainsi une hernie dans la lumière de la cellule. Cette hernie correspond probablement à la pression exercée par le filament perforant; elle disparaît en effet par la suite dès que la pénétration est accomplie. Le premier stade du suçoir est alors une petite vésicule portée par un mince filament qui la relie, à travers la paroi cellulaire, à la cellule-mère du suçoir.

Cette cellule-mère apparaît comme un disque elliptique fortement appliqué contre la paroi cellulaire et présentant une forte affinité chromatique au niveau du point de pénétration. Le suçoir continue son évolution en se gonflant par apports cytoplasmiques et atteint ainsi

sa taille maximum soit 15 à 30 μ. Il est à ce stade de forme très variable, en général digité, et pouvant présenter des ramifications plus ou moins importantes. Au point de vue cytoplasmique il présente un cytoplasme dense, souvent chargé de globules lipidiques et comportant de 1 à 3 noyaux selon la cellule qui lui a donné naissance.

Selon les Maïs le suçoir reste à ce stade jusqu'à la fin de son activité ou poursuit une évolution. Chez le Maïs R 45 très sensible à la rouille, le suçoir reste à ce stade et demeure longtemps fonctionnel. Au contraire chez le Jaune de Boundiali la pénétration des suçoirs dans les cellules entraîne une réaction de ces dernières qui a tendance à neutraliser les suçoirs. Cette réaction est connue pour un grand nombre de rouilles et beaucoup d'autres parasites.

Cette réaction se traduit par le dépôt autour du suçoir de couches cellulosiques qui tendent à l'isoler complètement de la cavité cellulaire. Ce dépôt débute par le filament perforant, se traduisant par l'apparition d'un collier reliant la paroi cellulaire à la base du suçoir. Il se poursuit en remontant autour du suçoir et finit par l'englober totalement. Simultanément cette carapace s'accroît en épaisseur par le dépôt de nouvelles couches et, selon son âge, peut apparaître d'épaisseur très variable d'une partie du suçoir à une autre. Au stade ultime elle peut atteindre 5 à 6 μ d'épaisseur et le suçoir apparaît alors comme une masse volumineuse, très mamelonnée et étroitement soudée à la paroi cellulaire; il peut arriver même que la masse mycélienne enclose se cloisonne, ce que l'on n'observe pas chez le suçoir normal.

Ce phénomène peut également être observé sur le mycélium même lorsqu'il est devenu intracellulaire, à la base d'un sore par exemple.

3) *Développement et évolution des urédosores.*

Le premier urédosore formé à la suite d'une infection se forme au voisinage immédiat du point de pénétration. Cette formation débute par l'apparition sous-épidermique d'un massif cellulaire stromatique se substituant à l'épiderme lui-même et constituant le tapis sporogène. Celui-ci s'étend tangentiellement s'immisçant entre l'épiderme et la couche cellulaire sous-jacente et développe simultanément des urédospores et des paraphyses filiformes en massue à leur extrémité. La formation des spores est simple, une cellule-mère du tapis sporogène donnant une spore et non fasciculée comme c'est le cas pour d'autres rouilles. A ce stade les spores ont rempli une cavité sous-épidermique et le sore se traduit à la partie supérieure de la feuille par une protubérance jaunâtre. Cette formation continue et entraîne l'éclatement de l'épiderme distendu environ 10 jours après la pénétration, l'ensemble du processus durant de 5 à 6 jours. Une fois le sore ouvert il continue à produire des spores qui s'accumulent en une masse orangée au-dessus de la feuille. Ce sore peut rester fonctionnel très longtemps, sa

durée de vie étant liée à celle de la feuille qui le porte, mais on peut rencontrer sur une feuille apparemment morte des sores encore fonctionnels et présentant des spores à tous les stades de différenciation.

Entre 4 et 6 jours après l'apparition du premier sore on observe la formation d'une série de sores entourant le premier. Cammack considère ces sores comme le résultat de réinoculations naturelles de la



Fig. 5. — *Puccinia polysora* Underw. — Coupe transversale d'un urédosore sur feuille de Maïs.

rouille à partir du sore inital. Nous n'avons pu nous-même mettre en évidence de cordons mycéliens reliant les deux séries de sores. Il ne nous est donc pas possible de trancher. Toutefois il semble que les deux processus puissent jouer un rôle, certaines structures étant difficilement explicables par les réinoculations naturelles. Il nous est arrivé en effet de rencontrer des sores circulaires continus entourant un sore central âgé, l'ensemble mesurant 2 à 3 mm de diamètre. Une telle structure n'est explicable que par des cordons mycéliens qui

existent effectivement, mais de manière si peu manifeste qu'il est difficile de leur assumer toute la responsabilité de ces structures.

Les sores peuvent avoir, selon leur situation sur la plante, des aspects morphologiques très différents. Sur la feuille ils sont en général lenticulaires, très rarement allongés; mais cette dernière disposition est constante pour les sores formés soit sur la panicule mâle, soit sur les gaines foliaires et les bractées de l'épi femelle. Ce fait est dû à l'anatomie particulière de ces organes. Les sores sont en effet contraints de se développer entre deux bandes de sclérenchyme et ne peuvent s'accroître que selon une seule dimension, ce qui entraîne leur allongement souvent démesuré par rapport à la taille du sore foliaire. Nous avons pu observer sur gaines des sores atteignant 7 mm de long sur une largeur de 4 à 500 µ.

4) *Caractères biométriques.*

La forme la plus fréquemment rencontrée est la forme urédosporée. La production de téleutospores est très rare en Afrique où elle n'a encore été signalée que trois fois: au Cameroun et en Oubangui-Chari par Grimaldi et Saccas, au Kenya par Nattrass. Leur production exceptionnelle a été signalée sur *Euchlaena mexicana* par Arthur et Cummins en Amérique du Nord.

Les téleutospores, comparables à celles du groupe morphologique *Rubigo-vera* (DC.) Wint., permettent par leur apex tabulaire peu épais et sans amorce de canal germinatif, une distinction certaine d'avec le *Puccinia sorghi* dont les spores présentent un épaississement apical de 6-9 µ avec amorce du canal germinatif. Ceci pose un problème pratique : étant donnée la rareté des téleutospores chez le *Puccinia polysora,* comment le distinguer du *Puccinia sorghi* à coup sûr et en se fondant sur la forme la plus fréquemment rencontrée, soit les urédospores? A cet effet, on a créé un indice morphologique basé sur les dimensions des urédospores qui, compte tenu de la variabilité des spores, permet une distinction assez nette des deux rouilles.

Cet indice est fondé sur le rapport Longueur/largeur des urédospores et les valeurs obtenues permettent d'établir une clé de distinction entre le *Puccinia polysora* et le *Puccinia sorghi.*

Urédosores très petits, punctiformes, rarement lenticulaires, rapprochés, déhiscents, couvrant quelquefois la totalité du limbe, orangés, pâlissant par dessiccation. Urédospores oranges, ovoïdes, rarement globuleuses, à 4-5 pores germinatifs équatoriaux peu visibles.

L/l = 1,2 et au-dessus........................ *Puccinia polysora* Underw.

Urédosores lenticulaires, bien individualisés, épars, déhiscents, souvent localisés en petits amas orangés à brunâtres. Urédospores faiblement jaunâtres, globuleuses ou subglobuleuses, à 3-4 pores germinatifs équatoriaux bien visibles.

L/l compris entre 1,08 et 1,14 (d'après Viennot-Bourgin)..........
Puccinia sorghi Schw.

Des mesures effectuées par divers auteurs (Luc, Saccas, Chevaugeon) et nous-même sur des échantillons d'Afrique occidentale ont donné les résultats suivants :

échantillon-type de la Jamaïque	L/l = 1,22
échantillon-type de Côte-d'Ivoire	L/l = 1,37
souche du Cavally (Chevaugeon)	L/l = 1,35
échantillon du Togo (selon provenance)	L/l = 1,30 à 1,40
échantillon d'A.E.F. (selon provenance)	L/l = 1,40 à 1,58

La différence ne semble être significative que pour le type américain par rapport aux types africains. Elle traduit peut-être morphologiquement le fait que nous nous trouvons en présence en Afrique d'une race physiologique différente de celle de la Jamaïque, ce qui pourrait expliquer la grande virulence de la rouille dans les territoires africains.

Durant notre récent séjour en Afrique nous avons effectué de nombreuses mensurations de spores pour déceler dans une population hétérogène des constituants caractérisés morphologiquement.

L'interprétation statistique des diagrammes obtenus, effectuée grâce à l'aide de M. Desjardins, ne nous a pas permis de mettre en évidence des résultats valables. La variabilité des spores est en effet trop grande pour pouvoir fonder sur des valeurs morphologiques un test de séparation à valeur essentiellement physiologique.

Le seul résultat valable que nous ayons obtenu est l'apparition d'un coefficient de corrélation Longueur largeur constamment négatif, ce qui semble dénier toute valeur informatrice au rapport dimensionnel L/l couramment employé. Il paraîtrait donc plus rationnel d'employer un critère tel que le volume relatif des spores, basé sur le produit des deux dimensions et non leur rapport.

c) Caractères biologiques et écologiques.

Jusqu'ici la biologie du *Puccinia polysora* n'a fait l'objet d'aucune étude approfondie. Cependant, à la station de Boukoko, A. M. Saccas a obtenu une série de résultats qui furent publiés en 1955. Les expériences, faites selon le schéma donné par Weber pour le *Puccinia sorghi,* mettent en évidence un certain nombre de faits qui permettent d'expliquer la stricte inféodation de cette rouille aux régions tropicales.

Ces études ont porté sur les points suivants :

— germination des urédospores en fonction de la température et de l'humidité;

— vitalité des urédospores en fonction des conditions de conservation;

— pénétration du parasite et évolution du mycélium dans l'hôte.

Action de la température sur la germination des urédospores.

Au contact de petites gouttelettes d'eau, les urédospores du *Puccinia polysora* peuvent germer à des températures variant entre 20° et 32° C, la température optimum étant 28° C.

De 29° à 32° la germination a lieu dans la proportion de 20 à 42 % dans les premières heures. Mais l'action prolongée de ces températures ne la favorise pas; de plus les tubes germinatifs sont courts et ne prolifèrent pas. La température maximum de germination est 32° C. Au-dessus, les urédospores ne germent pas et sont tuées au bout d'un temps plus ou moins long :

de 33° à 35° elles résistent 24 heures;

— à 40° elles résistent 12 heures;

— à 45° et 50° elles sont tuées respectivement au bout de 6 et 2-3 heures;

— de 20° à 23° C, la germination est lente et ne se déclenche qu'après 12 heures.

Action de l'humidité sur la germination des urédospores.

Saccas a montré que la germination ne se fait bien que si les spores sont disposées dans de petites gouttelettes d'eau; il employait pour obtenir cette disposition une pulvérisation sur lames des spores en suspension dans de l'eau glucosée. Les spores germent alors à 100 % en 3-4 heures.

En revanche il observe qu'en goutte pendante les spores germent mal et irrégulièrement, en particulier les spores réunies en masse au sommet de la goutte qui ne germent pas du tout, celles de la périphérie présentant toutefois une germination normale.

Saccas donne une explication possible de ces faits en concluant que la germination des urédospores demande beaucoup d'oxygène. Mais il n'est pas exclu que puisse intervenir ici un élément autoinhibiteur de la germination qui, produit en grande quantité dans les spores en masse, suffirait à empêcher leur germination alors que des spores plus isolées ne seraient pas affectées par cet élément. Un tel fait a d'ailleurs été démontré récemment pour le *Puccinia graminis* (Allen, 1955).

Saccas signale également qu'à sec et en atmosphère saturée à 28° C, le pourcentage de germination est faible : 15-20 %, et qu'il est nul en atmosphère non saturée.

Dans la nature, les rosées matinales, les pluies fines offrent à la rouille des conditions optimales de germination, la température étant presque toujours favorable dans les zones forestières tropicales et subéquatoriales.

Weber en 1922 donnait pour le *Puccinia sorghi* une température optimale de germination de 17° C. D'autre part, les conditions d'humidité sont moins strictes pour cette rouille que pour le *Puccinia polysora*; en effet Smith (1926) a montré qu'à 25° on obtenait une germination assez importante pour des spores à sec en air proche de la saturation, ce qui n'est pas le cas pour le *Puccinia polysora*.

Ceci permet d'expliquer pourquoi la rouille américaine reste confinée aux régions tropicales alors que le *Puccinia sorghi* peut remonter dans des zones plus septentrionales telles que le bassin méditerranéen et l'Europe centrale où les conditions, sinon optimales, lui permettent toutefois un développement suffisant.

Vitalité des urédospores en fonction des conditions de conservation.

Saccas étudie ce problème en plaçant des feuilles rouillées sous diverses conditions et arrive aux conclusions suivantes :

— les urédospores maintenues dans un milieu à faible teneur en humidité, peuvent conserver leur vitalité pendant au moins six mois mais leur pourcentage de germination diminue progressivement de 92 à 35 %;

à l'abri de la pluie et dans les conditions naturelles d'humidité et de température, le pouvoir germinatif diminue sensiblement en six mois de 83 à 22 %;

— sur des pieds de Maïs restés en champ après la récolte des épis, la vitalité des urédospores diminue au cours des premiers mois et le pouvoir germinatif est nul au-delà de quatre mois;

— le pouvoir germinatif des urédospores n'est pas détruit sous l'influence de basses températures pendant un court laps de temps; les spores germent au contraire plus rapidement et leur filament germinatif est plus vigoureux que celui des urédospores maintenues en conditions naturelles.

Ces résultats montrent que c'est bien dans les zones forestières humides que le *Puccinia polysora* trouve des conditions optimales de germination, de développement et de conservation pour ses urédospores qui peuvent ainsi, après avoir passé la saison sèche dans les débris végétaux abandonnés sur le sol, envahir les cultures suivantes de Maïs. En cas d'arrêt de culture, dans un but prophylactique par exemple, la rouille pourra trouver un hôte d'attente parmi les Graminées spontanées appartenant aux Andropogonées. Elle semble en effet strictement inféodée à cette famille, bien que tout récemment Reyes ait signalé sa présence sur *Cyperus rotundus*, adventice des cultures de Maïs aux Philippines.

Pénétration du parasite et modalités d'infection.

Dans ses études expérimentales sur ce problème, Saccas utilisa des plantules d'un mois des variétés Yangambi 120 j., Jaune des Landes et Blanc nain. Il observa la germination des urédospores au contact des feuilles de Maïs, le mode de pénétration des hyphes d'infection et la durée d'incubation de la maladie jusqu'à l'apparition des premiers urédosores visibles à l'œil nu.

Par des contrôles effectués au bout de 3, 6 et 12 heures, 4, 10 et 12 jours, il aboutit aux conclusions suivantes :

— au bout de 3 heures : on observe 30 % de germination avec un tube germinatif trapu de 10-20 × 6-7 μ, présentant un tropisme caractéristique vers les stomates, contrairement au *Puccinia sorghi*. Il y a formation d'un appressorium sur les stomates : renflement globuleux à discoïde, présentant un contenu cytoplasmique dense. Un point brillant central, non colorable au bleu Coton, de 2,5 à 3 μ de diamètre, à aspect de pore, constitue le point de départ de l'hyphe infectieuse.

A ce stade il n'y a aucune infection apparente et sur les spores germées, 5 à 10 % ont formé des appressoria.

— au bout de 6 heures : la germination atteint 50-70 % et on peut observer deux aspects/différents dans les tubes germinatifs : certains présentent un allongement et une ramification désordonnée sans pénétration, d'autres sont courts et trapus avec un tropisme caractérisé vers les stomates, quelle que soit leur position relative.

On peut observer alors que, sur toutes les spores germées, 10 à 15 % d'infections ont été réalisées. L'hyphe infectieuse prend naissance au niveau de la papille brillante : cette hyphe grêle, cylindrique, à parois minces, incolore, gagne la chambre sous-stomatique et donne une vésicule globuleuse, d'aspect amiboïde formant l'hyphe primaire qui prolifère rapidement.

Il est rare que le tube germinatif pénètre directement dans un stomate sans former d'apressorium, et on n'a jamais observé de pénétration directe par la cuticule.

— au bout de 12 heures : les infections ne dépassent pas 20 à 30 % des spores germées et sont plus ou moins avancées; la cavité sous-stomatique est envahie avec parfois début d'invasion du mésophylle par des hyphes grêles à cheminement intercellulaire. On observe la formation de quelques suçoirs.

A ce stade, il n'y a pas d'altération macroscopique visible.

— au bout de 4 jours : le mycélium a envahi toute l'épaisseur de la feuille et présente une progression tangentielle importante. Il prolifère activement autour du point d'infection formant un stroma sous-épidermique de plus en plus épais qui comprime et déforme les cellules dont la cavité est envahie par le mycélium.

— au bout de 12 jours : on voit apparaître les premiers symptômes macroscopiques d'infection. Les urédospores apparaissent à 15-20 jours et les pustules éclatent 5 jours plus tard.

La durée d'incubation est donc de 15-20 jours dans les conditions d'expérience. De leur côté, Storey et Ryland avaient donné le chiffre de 14 jours pour la période d'incubation sur plants en serre.

Nos propres observations nous ont permis de constater que les tubes germinatifs s'appliquent étroitement contre la surface épidermique et suivent les sillons que présente cette surface. Ils manifestent d'ailleurs un certain nombre de tropismes, le plus marqué les orientant en direction des stomates. On peut cependant observer un haptotropisme constant vis-à-vis des poils qui hérissent l'épiderme supérieur de la feuille.

Le tube germinatif arrivant au contact d'un stomate commence par se renfler et différencie une vésicule où se rassemble tout le cytoplasme actif, ce qui entraîne une forte affinité chromatique. Cette vésicule de forme souvent irrégulière peut atteindre 20 μ dans sa plus grande dimension mais reste toujours supérieure à 12 μ de diamètre. Elle s'isole à ce stade du tube germinatif par une cloison et la pénétration débute. Dès que le filament pénétrant a franchi la barrière stomatique le contenu de l'appressorium s'inocule dans la cavité stomatique et y forme une vésicule globuleuse caractérisée par un volumineux globule lipidique très visible par transparence à travers l'épiderme. De cette vésicule qui constitue le filament infectieux primaire partent bientôt des filaments secondaires qui s'enfoncent dans le parenchyme foliaire en cheminant entre les cellules et forment dans leurs cavités les premiers suçoirs. A ce stade l'appressorium apparaît comme totalement vidé de son cytoplasme et a souvent disparu.

Il est intéressant de remarquer que l'appressorium n'est pas une structure finale. En effet si un certain nombre de tubes germinatifs n'en forment pas et dégénèrent, il arrive parfois que l'appressorium soit formé sur une cellule épidermique banale. Dans ce cas ce n'est pas l'appressorium qui dégénère mais une structure formée à partir de lui consistant en une vésicule restant superficielle et se résolvant en un certain nombre de filaments. L'ensemble présente exactement l'aspect d'une vésicule sous-stomatique d'infection et du mycélium infectieux secondaire. Cette même structure se retrouve dans les appressoria normaux mais n'ayant pu pénétrer par suite de la fermeture du stomate par exemple. La formation de l'appressorium est donc due à un stimulus bien défini qui induit chez le tube germinatif une série de réactions, qui se produiront nécessairement, la chaîne étant amorcée.

Il apparaît nettement que la formation de l'appressorium entraîne une fermeture du stomate, fermeture qui pourrait être considérée

comme une réaction de défense de la plante. Toutefois dans tous les cas cette fermeture nous est apparue comme irréversible, les stomates une fois pénétrés ne s'ouvrant plus. Il est possible que les cellules stomatiques soient tuées par des sécrétions de l'appressorium permettant ainsi au filament infectieux de se faire un passage. Toutefois ceci n'est qu'une pure hypothèse et n'a pu être étayé par des résultats expérimentaux.

Des expériences nous permettent de préciser que la lumière ne joue pas un rôle important dans la germination des spores; par contre elle a une grande influence sur la pénétration des tubes germinatifs.

Dans la nature, un fait frappe immédiatement : l'infection débute par l'extrémité des feuilles les plus basses puis continue vers la tige et attaque les feuilles plus élevées dans leur ordre d'apparition. Selon Luc (1952) ce mode particulier d'attaque est probablement dû au port spécial de la feuille de Maïs : lors des fortes premières pluies, les urédospores sont projetées, depuis le sol, sur les feuilles basses du Maïs où les gouttes d'eau, ne pouvant stagner du fait de la cuticule, s'établissent en goutte pendante à l'extrémité du limbe : c'est là que les spores germent et envahissent la feuille par les stomates, donnant ainsi les premiers sores qui vont gagner de proche en proche. Toutefois si, comme c'est souvent le cas pour le Maïs, les feuilles sont gaufrées, on peut observer l'apparition des premiers urédosores dans les creux où l'eau a pu stagner. Il en est de même à l'intérieur des gaines où les spores ont pu être entraînées par l'eau. Ce fait n'est pas dû à une différence anatomique entre les deux épidermes; Luc a en effet montré que la feuille retournée est infectée dans les mêmes conditions que la feuille en position normale.

Le parasite dans la plante; symptomatologie microscopique.

Dans le mésophylle, le mycélium issu des stromas sous-épidermiques, incolore, cloisonné, cylindrique ou à contours irréguliers, chemine entre les cellules parenchymateuses par la lamelle mitoyenne, formant parfois de petits amas stromatiques dans les méats. Au contact des cellules les hyphes émettent un filament grêle qui traverse la membrane et se renfle dans la cavité cellulaire en un suçoir cylindrique ou plus ou moins digité. Ses dimensions sont 12-30 $\times$ 7-12 μ et on peut en compter de 1 à 7 par cellule.

A partir du stroma urédosporé primaire formé au niveau du point d'inoculation, la formation de nouveaux stromas se fait par deux mécanismes différents: soit à partir du mycélium envahissant sur son bord d'attaque ce qui permet l'extension en surface de la maladie (c'est ainsi que sont formés les sores sur la face inférieure de la feuille), soit par essaimage à partir des sores primaires formés qui émettent des cordons mycéliens se différenciant par la suite en stromas secon-

daires, lesquels donneront à leur tour des stromas tertiaires et ainsi de suite. Ce dernier mode assure l'extension en intensité de la maladie dans une zone déjà entièrement envahie par le mycélium et est très visible macroscopiquement : en début d'attaque les urédosores sont dispersés puis des sores intercalaires apparaissent, si bien qu'en fin d'attaque la feuille est totalement recouverte.

Les sores eux-mêmes sont constitués par un stroma substitué à la couche sous-épidermique, porteur de paraphyses hyalines et des stérigmates qui vont former les urédospores.

Au contact du mycélium les cellules de l'hôte sont peu altérées même celles envahies par les suçoirs. Par contre, au contact du stroma urédosporé, les cellules, déformées sous la pression de nombreuses hyphes, sont tuées et leur cavité est envahie par le mycélium.

Saccas a décrit également les infections par téleutospores mais nous n'avons pu nous-même en mettre en évidence dans le matériel qui nous est parvenu.

Au cours de leur progression les hyphes peuvent également envahir la tige où elles progressent rapidement. Le mycélium peut s'établir dans toute l'épaisseur des tissus et atteindre les cellules de la moelle. En général la mort des cellules ne survient que lentement ce qui est un caractère des variétés très réceptives.

d) **Caractères physiologiques : spécialisation.**

De nombreux travaux ont été consacrés aux Etats-Unis à la spécialisation physiologique chez le *Puccinia sorghi* et à l'heure actuelle neuf races ont été mises en évidence dont sept en Amérique du Nord et deux en Argentine.

Pour le *Puccinia polysora,* de telles études en sont encore à leurs débuts et nous ne signalerons ici que les recherches de Stanton et Cammack au Nigeria et celles de l'équipe dirigée à Muguga (Kenya) par H. H. Storey et A. K. Howland. D'après leurs travaux nous pouvons distinguer maintenant au moins trois races différentes chez le *Puccinia polysora,* peut-être quatre : dans cette dernière hypothèse, on peut distinguer la race américaine à virulence faible, la race africaine virulente à l'origine de l'épiphytie et ses deux dérivées récemment mises en évidence.

A Muguga, en effet, Storey et Howland ont signalé en 1955 l'apparition spontanée d'une race nouvelle donnant des réactions différentielles sur diverses variétés de Maïs, soit :

	R. I	R. II
Maïs Afro 29 autofec.	R	S
hybride Afro 29 × Katumbili	R	1/2 R
hybride Afro 29 × Durum	R	S
Maïs Afro 250 autofec.	R	S

(R : résistant; 1/2 R : semi-résistant; S : sensible)

Ces réactions différentielles sont assez nettes et permettent de bien séparer les deux lignées de rouille.

De leur côté Stanton et Cammack signalent avoir tout récemment mis en évidence une nouvelle race en Nigeria par sa réaction différentielle sur des lignées résistantes de Maïs dérivant du Mexico 13.

Aucune explication n'a été donnée de l'apparition spontanée de ces races physiologiques. L'absence de phase haploïde reconnue permet de se demander si n'entre pas en jeu ici un phénomène non sexuel comme l'hétérocaryosis. Des études récentes ont en effet montré que l'hétérocaryosis pourrait jouer un rôle non négligeable dans la variabilité des rouilles. Seules des études d'ordre cytologique et génétique seraient en mesure de résoudre ce problème.

Ces travaux sur les races physiologiques du *Puccinia polysora* sont très récents et il n'est pas encore possible de se faire une idée exacte d'une éventuelle répartition géographique des races en Afrique. Il serait toutefois intéressant de voir s'il existe en Afrique des formes inféodées à tel ou tel hôte, bien que, si l'introduction de la rouille est aussi récente qu'on le pense généralement de telles formes spéciales aient très bien pu ne pas encore se différencier.

Etude de la maladie.

a) **Plantes attaquées par le** *Puccinia polysora* **Underw**

Exception faite de sa présence sur *Cyperus rotundus,* signalée par Reyes aux Philippines, le *Puccinia polysora* semble exclusivement cantonné sur des Graminées appartenant aux tribus des Andropogonées et Maydées. Sa présence a en effet été relevée sur les plantes suivantes :

tribu des Andropogonées : *Andropogon* spp., *Erianthus divaricatus* (L.) Hitchc., *Erianthus alopecuroides* (L.) Ell.

tribu des Maydées : *Euchlaena mexicana* Schad., *Tripsacum dactyloides* L., *Tripsacum lanceolatum* Rup., *Tripsacum latifolium* Hitchc., *Tripsacum laxum* Nash., *Tripsacum pilosum* Schribn. et Men., *Zea Mays* L.

b) **Organes attaqués, symptomatologie macroscopique sur Maïs.**

La rouille peut se développer sur le Maïs à tous les stades de sa croissance et de son évolution physiologique. On peut trouver la rouille sur toute la plante avec cependant une nette prédilection pour les feuilles. On la connaît sur la tige, les gaines et elle se retrouve parfois sur les spathes de l'épi et sur les inflorescences mâles.

Sur ces divers organes on peut observer deux types de symptômes selon la classe de sensibilité du Maïs auquel on s'adresse. Nous étudierons ici les deux catégories principales, c'est-à-dire les Maïs sensibles et les Maïs résistants.

1) *Symptômes sur Maïs sensible.*

Sur les feuilles basses de la plante et vers l'extrémité de celles-ci, les premiers symptômes visibles sont de petits points beiges entourés d'un halo translucide de 1 à 2 mm de diamètre, bien visible par transparence. Ces points correspondent aux premières infections par les urédospores. Par la suite, ces points nécrotiques évoluent et donnent naissance, en leur centre, aux premiers urédosores typiques dont la déhiscence permettra l'évolution de la maladie sur le plant et sur les plants voisins.

Dans un second stade d'infection, la feuille est couverte de larges taches chloro-nécrotiques décolorées à jaunâtres où se forment les urédosores en très grand nombre; la feuille est entièrement ponctuée par les pustules. Les pustules sont légèrement allongées, de 1 à 3 mm de long, et donnent à la feuille une teinte jaune orangée, visible de loin, qui précède le desséchement total du limbe à évolution caulipète. Une attaque massive se traduit alors par un desséchement généralisé de la plante, avant la floraison dans les cas graves. Dans le cas de forte attaque sur pied jeune avant l'épiaison, le plant reste chétif ou se dessèche, les épis se forment mal ou restent stériles. Si les attaques sont plus tardives elles n'ont qu'une faible action sur la floraison mais les épis sont moins développés et les grains mal nourris. En fin d'attaque on peut alors trouver de nombreuses pustules sur les tiges, les spathes de l'épi et les épillets de l'inflorescence mâle. Ces pustules de 5 à 7 mm de long, deviennent souvent confluentes.

Au Kenya, Nattrass a décrit récemment un autre type de symptôme sur Maïs sensible, type qu'il caractérise par le terme « Leopard spot ». Il s'agit de taches oblongues parallèles à l'axe de la feuille et limitées sur les côtés par les grosses nervures. Ces taches, où se forment les pustules, sont assez rarement arrondies, ont de 5 à 10 mm de long et occupent toute la largeur de l'aire internervaire. Elles sont séparées longitudinalement les unes des autres par une distance de quelques millimètres mais certaines, occupant la même aire internervaire, se recouvrent à leurs extrémités avec effet d'imbrication bien qu'elles soient rarement confluentes. L'évolution générale de la maladie sur le plant est la même que dans le cas habituel. Ce nouveau type de symptôme, s'il s'avérait lié constamment à une même lignée de rouille, pourrait peut-être caractériser l'apparition d'une nouvelle race physiologique.

2) *Symptômes sur Maïs résistant.*

Les phénomènes de résistance s'apparentent en général à deux types : le phénomène d'immunité caractérisé par une incompatibilité du parasite avec la plante attaquée, ce qui se traduit soit par la non-pénétration du parasite, soit par sa mort immédiate en cas de pénétration, les conditions de nutrition lui étant défavorables; le deuxième type correspond au phénomène d'hypersensibilité de la plante-hôte, caractérisé par l'incompatibilité de celle-ci avec le parasite. La pénétration de ce dernier se traduit alors par une mort rapide des tissus envahis, ce qui pratiquement revient au même que la réaction d'immunité, le parasite ne pouvant poursuivre son développement et mourant à brève échéance.

Chez le Maïs, seule la réaction d'hypersensibilité vis-à-vis du *Puccinia polysora* a pu être mise en évidence, la réaction d'immunité vraie étant de toute manière très rare dans le monde végétal, tout au moins lorsqu'il s'agit d'un parasite et de ses hôtes habituels. Cette réaction de résistance est très intéressante car c'est sur elle que sont fondés les programmes de sélection du Maïs en Afrique tropicale en vue de l'obtention de lignées résistantes au *Puccinia polysora*.

Cette réaction d'hypersensibilité se caractérise par des plages rosâtres plus ou moins pourprées, mouchetées par une multitude de petites taches arrondies formées à partir d'un point central nécrotique entouré d'un halo rose pourpré.

3) *Classification des types de symptômes, échelles d'estimation.*

Une telle classification est très importante et nécessaire dès que l'on entame des recherches de génétique ou d'agronomie sur un problème posé par une rouille. Selon le but poursuivi l'échelle d'estimation peut présenter diverses formes dont nous retiendrons ici les deux principales : l'échelle de sensibilité de Storey et Howland et l'échelle d'intensité d'attaque d'Hemingway. A côté de ces deux extrêmes existe aussi une échelle intermédiaire, pouvant s'appliquer à l'un et l'autre cas, celle de Stanton et Cammack.

Echelle de sensibilité de Storey et Howland.

— types résistants :

01 Lésions chloro-nécrotiques sans production de sores : réaction d'hypersensibilité.

1 Lésions chloro-nécrotiques avec production de quelques petits sores. Taille et fréquence rappelées par les signes — — à ++.

— type sensible :

1 Pas de nécrose sur feuille; chlorose variable mais en général légère. Sores apparaissant sans trop influencer la physiologie de la feuille qui croît normalement.

— type intermédiaire :

X Intermédiaire entre 1 et 4. Lésions avec petits sores de type 1 et en plus des sores plus ou moins grands dans les tissus toujours verts.

Cette échelle est employée par Storey et Howland pour la lecture des résultats des infections expérimentales sur plantules de Maïs pour déterminer les réactions variétales au *Puccinia polysora* de diverses lignées employées dans le programme de sélection de Maïs résistants à la rouille.

Echelle d'intensité d'Hemingway.

Cette échelle, adaptée à la lecture d'une attaque de rouille en plein champ dans les conditions naturelles, comprend sept degrés correspondants aux divers stades de l'attaque sur un même plant.

0 aucun signe de rouille;
1 sores isolés distribués sur le limbe foliaire;
2 petits groupes de sores en plus des sores isolés; pas de chlorose étendue ni de nécrose;
3 groupes plus grands de sores avec zone de chlorose étendue; coalescence fréquente entre grands groupes adjacents;
4 sores présents sur tout le limbe; très large chlorose autour des sores et entre eux; desséchement nécrotique des bords et de l'extrémité du limbe, la nécrose couvrant moins de 50 % du limbe;
5 feuille moribonde; plus de 50 % du limbe nécrosé; encore un peu de couleur verte mais de type chlorotique;
6 feuille morte, souvent brisée à la base du limbe.

Cette échelle a permis à Hemingway de déterminer un degré moyen d'attaque pour une parcelle, caractérisé par un index arbitraire variant de 0 à 6. Cet index est calculé en multipliant le nombre de feuilles de chaque classe par le numéro de la classe et en divisant la somme de ces produits par le nombre total de feuilles :

$$\frac{1.n1 + 2.n2 + 3.n3 + 4.n4 + 5.n5 + 6.n6}{N} = i$$

Cet index permet à Hemingway de comparer l'importance de la rouille à diverses dates de plantation, les résultats étant ainsi tous donnés sous une forme homogène.

Echelle de Stanton et Cammack.

Cette échelle bien que peu différente de celle de Hemingway permet à ses auteurs, responsables du « Maize rust Research Unit » en Nigeria, de faire simultanément des estimations d'intensité d'attaque et des tests de sensibilité du Maïs à la rouille.

0 feuille verte et saine; pas de nécrose, un peu de chlorose;
1 pustules simples et isolées sur la feuille, jamais sur épi;
2 pustules en petits groupes sur le limbe, en général intercalés de quelques pustules isolées; feuille semblant encore saine, les symptômes pathologiques étant confinés à la périphérie des pustules;

3 coalescence des groupes de sores; la feuille a perdu sa vigueur et présente une chlorose générale sur les aires infectées due à la coalescence des halos chlorotiques;
4 pustules recouvrant toute la feuille qui a une apparence fortement rouillée; chlorose étendue précédant la mort de la feuille.

Grâce à cette échelle, Stanton et Cammack ont pu établir une classification des variétés de Maïs en accord avec la fréquence de répartition des degrés de résistance au *Puccinia polysora.*

A côté de ces échelles plus ou moins décalquées sur celles déjà utilisées pour les rouilles des autres céréales, il en existe une quatrième préconisée par Luc en 1953 et destinée à donner une évaluation de l'intensité d'attaque selon la répartition et la densité des sores sur le pied de Maïs; cette échelle comprend six degrés d'attaque : traces, 10 %, 25 %, 50 %, 75 %, 100 %. Ces degrés correspondent à peu près aux classes 1, 2, 3, 4, 5 et 6 de Hemingway avec cette différence que ce dernier juge de la maladie feuille par feuille, alors que Luc considère le plant dans sa totalité.

De toute manière, et quelle que soit l'échelle d'intensité employée, il faut toujours tenir compte dans une évaluation de l'âge du pied que l'on considère. A partir de la floraison, le Maïs présente en effet cinq stades durant lesquels il est très sensible à toute attaque un peu importante; ce sont :

— floraison mâle,
— floraison femelle,
— épi commençant à se former,
— épi déjà bien formé,
— épi mûr.

Il est nécessaire de tenir compte de ces stades physiologiques et de corriger en fonction de ceux-ci le degré d'estimation d'attaque. C'est ainsi qu'un pied fleuri à 25 % (échelle de Luc) doit être considéré comme gravement atteint, alors qu'un pied au stade épi mûr attaqué à 50 % est relativement peu atteint, le parasite ne pouvant plus influer de manière importante sur le métabolisme de l'hôte, gênant ainsi la formation et la maturation des grains. Partant de cette distinction Luc a pu établir un tableau à double entrée groupant, aux divers stades physiologiques du Maïs, le nombre de pieds attaqués à chaque degré. La ligne des moyennes, selon ses déplacements en fonction du temps, permet alors de suivre l'évolution en intensité de la maladie en plein champ.

Ce procédé peut être très intéressant pour faire une étude dynamique de la maladie en fonction des divers facteurs écologiques susceptibles d'entrer en jeu.

c **Evolution de la maladie sur le plant.**

Partant généralement de l'extrémité des feuilles basses du plant, le mycélium envahit progressivement toute la plante. Un desséchement gagne toutes les feuilles en progressant de leur pointe vers leur base, se manifestant en dernier lieu sur les tiges qui se brisent, entraînant ainsi assez souvent une verse prématurée du champ.

La présence du parasite provoque, lorsque l'infection est suffisamment précoce, une castration parasitaire qui se manifeste par l'avortement des fleurs femelles et des malformations de l'épi. Cette castration ne semble cependant pas affecter de manière sensible les fleurs mâles, sauf en cas d'attaque très précoce. Ce fait est peut-être dû à ce que la rouille a rarement atteint la panicule lors de son apparition. De plus, en cas d'attaque précoce grave, le panicule ne se forme pas, le plant mourant avant ce stade.

La durée de l'évolution de la maladie sur le pied en cas d'attaque grave est d'environ trois semaines à un mois, ce qui suffit pour passer d'un degré d'attaque de 10 % à 100 %. Ce temps est un peu plus court que celui qui va de la floraison à la maturité, ce qui explique les importants dégâts enregistrés.

d) **Maintien et transmission de la maladie**

Les urédospores sont responsables de l'extension de l'infection à partir d'un foyer quelconque. Elles peuvent en effet, en fin de saison humide, jouer le rôle d'amphispores et assurer la conservation d'un inoculum.

Saccas, dans des études de survivance, a montré que les urédospores sont susceptibles en conditions naturelles, c'est-à-dire sur pied de Maïs coupé et abandonné en plein champ, de résister quatre mois, ce qui est largement suffisant pour assurer le maintien de la maladie d'une culture à l'autre. Les zones forestières peuvent ainsi jouer le rôle de foyer d'infection permanent vis-à-vis des zones plus sèches où la rouille se maintient plus difficilement.

e **La maladie en rapport avec la physiologie de l'hôte.**

Comme beaucoup d'autres Urédinées, le *Puccinia polysora* n'est pas un parasite de faiblesse. Il demande pour son plein développement des plants sains, en pleine poussée végétative, sous des conditions aussi favorables que possible. On constate que la rouille est souvent très abondante sur les semis précoces, étant absente, ou presque, des derniers semis caractérisés par des plants ayant plus ou moins souffert du manque d'eau et sous-développés. Les observations de Le Conte faites depuis 1952 à Niaouli arrivent à cette conclusion. Il faut donc en déduire que, lors de la phase explosive de la maladie, la virulence du parasite était telle qu'il s'attaquait à tous les semis

quels que soient leur date et leurs conditions de végétation. Les semis les plus tardifs, soumis à la rouille et aux conditions défavorables, furent à peu près détruits, alors que les semis précoces donnèrent un rendement qui n'était pas nul, par suite des conditions de croissance plus favorables. Dans les années suivantes, avec l'atténuation de la maladie, celle-ci reste cantonnée sur les semis précoces, les autres n'étant pas attaqués et continuant malgré tout à donner des rendements médiocres.

De cette nécessité d'une plante-hôte en excellent état physiologique résulte un fait très important et qui peut jouer un grand rôle dans l'éradication naturelle de la rouille. Il s'agit de son incompatibilité à vivre sur une même plante-hôte côte à côte avec un autre parasite. Luc (1952) a observé ce fait à propos de la concurrence *Puccinia polysora-Helminthosporium maydis*. Selon cet auteur « il n'y a pas addition de symptômes entre la rouille et l'helminthosporiose mais compétition entre les deux parasites aboutissant en général à l'élimination de l'un d'eux ». Deux explications de ce fait sont possibles : antagonisme entre les deux champignons ou impossibilité pour le *Puccinia polysora* de s'établir sur une feuille déjà affaiblie par un autre parasite. À défaut d'études plus poussées et à la lumière des observations de Le Conte il semble bien qu'il faille adopter la seconde explication. Cette compétition est d'ailleurs telle qu'en Côte-d'Ivoire la rouille a été en 1953 presque totalement évincée par l'*Helminthosporium*.

f) **Dégâts causés sur le Maïs. Importance économique.**

Nous avons vu les divers effets par lesquels le *Puccinia polysora* peut agir sur la récolte : affaiblissement et parfois mort prématurée du plant, castration parasitaire. Les expériences d'Hemingway menées en 1952 à Nachingwea (Sud Tanganyika) ont permis à cet auteur de montrer que la baisse de rendement du Maïs rouillé était due à diverses causes : tout d'abord une diminution statistiquement significative du nombre d'épis par plant, cette diminution atteignant 0,12 épis par plante (seuil significatif 5 % : 0,08; 1 % : 0,12), ensuite le nombre de grains par livre qui montre une différence considérable quant au poids individuel du grain ce qui se traduit encore par un abaissement significatif du poids du boisseau de grain.

À l'heure actuelle la rouille américaine du Maïs ne pose plus en A.O.F. tout au moins, de problème aigu. Après la phase explosive de 1950-1951 il y a eu en effet stabilisation de l'épiphytie et, actuellement, le *Puccinia polysora* s'est intégré dans la flore cryptogamique africaine où il règne à l'état emphytique. Le problème s'est déplacé vers l'Est Africain et l'Asie du Sud-Ouest. Mais lors des premières apparitions de la maladie les dégâts furent parfois très importants, attei-

gnant même près de 100 % dans certains districts du Togo-Dahomey. Nous donnons ci-après un tableau des pertes enregistrées au cours de l'extension du *Puccinia polysora* à travers l'Afrique tropicale.

1949	Sierra Leone	50 % de pertes.		
1950	Dahomey	secteur Sud : deux récoltes par an.		
		Abomey	90 %	60 %
		Parahoué	60 %	30 %
		Athiémé	90 %	60 %
		Ouidah	70 %	18 %
		Pobé	45 %	10 %
		Sakété	65 %	5 %
		Adjohon	50 %	15 %
		secteur Nord : une récolte par an.		
		Kandi	30 %	
		Nikki	40 %	
		Parakou	50 %	
	Togo			
		Nuatja	35 %-40 %	45 %-55 %
		Sokodé	90 %	
1952	stabilisation dans tous les territoires à 35-50 % de pertes.			
1954	Nyassaland	sur maïs hybride de Sud Rhodésie 17 % de pertes.		
	Nigeria	cercle de Yandev (Benoué) 60 % de pertes.		
	Uganda	insignifiant sur les plateaux frais et secs (Jameson).		
	Tanganyika	Hemingway établit pertes moyennes en champ à 32,8 %.		
1956	Watts-Padwick indique des pertes légères mais au-dessus de 10 % pour les territoires de Ghana, Nigeria, Sierra Leone, Uganda.			

La lutte contre la Rouille américaine du Maïs.

a **Autodéfense naturelle des populations de Maïs Hyperparasites.**

Nous avons vu que la maladie est passée, en Afrique occidentale, par trois stades successifs : une période d'éclosion très courte, une phase explosive de deux ou trois ans, enfin une stabilisation naturelle de l'infection. Cette perte de virulence est difficile à expliquer, du fait de l'intervention de multiples facteurs. Toutefois un de ceux-ci est bien connu, c'est l'autodéfense naturelle des populations de Maïs.

Au début de l'épiphytie nous étions en présence d'une population mélangée de Maïs pour laquelle la résistance variétale s'étalait sur une assez large bande. En 1950-1951 les populations de Maïs ont subi une contraction très sensible, par destruction de toutes les lignées sensibles. A partir de ce goulot d'étranglement, elles se sont à nouveau multipliées pour donner les populations actuelles. La physionomie génétique du Maïs a dû se modifier en conséquence, amenant un nouvel équilibre factoriel plus favorable à la résistance ou à la tolérance du Maïs vis-à-vis du champignon. Cette stabilisation est actuellement chose faite et elle tend à s'accuser de plus en plus dans le sens d'une tolérance au parasite.

Nous avons déjà signalé le rôle que peuvent jouer, dans l'éradication naturelle de la rouille, les autres parasites du Maïs et spécialement

l'*Helminthosporium maydis*. Bien que la présence du *Darluca filum* (Biv.) Cast. ait été souvent rapportée sur *Puccinia polysora*, cet hyperparasite ne semble pas jouer de rôle important dans le contrôle naturel de la rouille.

b) **Lutte culturale et chimique.**

Un des moyens préventifs les mieux applicables pour lutter contre la rouille est l'incinération des fanes de Maïs atteint après la récolte. Ce moyen permet de détruire les urédospores contenues dans les tissus de l'hôte et de diminuer l'intensité des attaques lors des cultures suivantes.

Selon les auteurs, la rotation culturale est un moyen préventif plus ou moins aléatoire. Tout dépend évidemment des conditions de culture. Dans une clairière forestière relativement bien protégée des apports extérieurs par voie éolienne, on pourra essayer ce remède mais, dans une zone largement ouverte, les infections pourront provenir d'autres foyers et rendre ce procédé inefficace. Le seul avantage dans ce cas est de retarder l'apparition de la rouille sur le Maïs. On conseille encore d'entretenir le Maïs dans de bonnes conditions de végétation : choix de terres riches, bien entretenues par des façons culturales appropriées, qui permettent à la culture de faire face à l'agression de la rouille.

Enfin le moyen le plus fréquemment préconisé est le semis précoce. C'est le premier moyen de lutte que l'on pût employer avant l'apparition de variétés résistantes sélectionnées par les généticiens. Les auteurs, tant Français qu'Anglo-Saxons, qui l'ont préconisé en donnent des justifications souvent très diverses. De toute manière le Maïs semé en début de saison des pluies verra la rouille apparaître à un stade plus tardif de son développement que le Maïs semé en pleine saison ou même en fin de saison qui peut être attaqué au stade herbacé.

Nous ne possédons pas encore d'anticryptogamique capable de lutter de manière curative contre les rouilles, au moins d'une manière économiquement rentable. Les traitements au Zinèbe qu'Ellis a expérimentés à Lilongway (Nyassaland) ont montré que ce produit ne supprime pas la rouille mais réduit le pourcentage de sores arrivant à maturité de moitié par rapport aux témoins non traités; malheureusement ces traitements, du fait de leur prix de revient prohibitif, ne sont pas utilisables de manière économique.

Il nous reste donc les traitements préventifs qui se montrent, eux aussi, souvent trop onéreux pour les conditions de culture autochtone. Hemingway, Luc et Saccas ont souligné l'intérêt des poudrages au soufre dans la prévention de la rouille. Ces poudrages, ou des pulvérisations de bouillie cuprique, sont très efficaces mais, étant donné qu'ils doivent être répétés deux fois par campagne, finissent par

revenir assez cher. Luc signale également l'intérêt que peuvent présenter des épandages de soufre à terre lors du semis; cette méthode peut en effet permettre d'éviter l'infection à partir du sol, des jeunes semis. Il est beaucoup plus sceptique quant à la désinfection des semences. Cependant Saccas recommande le trempage des semences soit dans le sulfate de cuivre à 1 % trente à soixante minutes, soit le formol à 0,5 % durant trente minutes. D'autre part, Mallamaire a signalé les essais de Jesel au Dahomey (1951). Cet auteur traitait les semences de variétés très infectées en les trempant dans une solution de sulfate neutre d'ortho-oxyquinoléine à 2 ‰ ce qui lui permit de retarder de deux à trois semaines l'apparition de la rouille et par suite de diminuer l'importance des dégâts. Il semble donc que ce dernier moyen présente quelque intérêt pour la lutte préventive contre la rouille; cependant le moyen de lutte le plus efficace et le plus économique reste encore l'emploi de variétés résistantes ou à tout le moins tolérantes.

c) **Lutte génétique.**

Cette lutte cherche à éviter l'action du champignon par l'emploi de variétés résistantes ou tolérantes à la rouille. Divers organismes s'occupent actuellement de sélectionner ces variétés; nous pouvons citer les recherches de Le Conte à Niaouli, celles de la « West African Maize Rust Research Unit » dirigées au Nigeria par Stanton et Cammack, celles de Storey et Howland au Kenya, etc... Tous les Maïs africains testés se sont révélés pleinement sensibles, excepté peut-être la variété Yangambi 120 jours qui, d'après Saccas, peut être considérée comme légèrement tolérante. Parmi les Maïs d'origine étrangère les variétés antillaises sont beaucoup plus résistantes que les variétés nord-américaines; mais le stock le plus important de variétés résistantes se trouve chez les Maïs mexicains ou colombiens. Sur 25 lignées de cette origine, Storey et Howland ont pu mettre en évidence 10 lignées résistantes. De leur côté Stanton et Cammack étudiant la répartition des réactions de résistance et de sensibilité chez diverses lignées, ont classé ces Maïs en trois groupes, eux-mêmes divisés chacun en trois sous-groupes.

Tous ces auteurs signalent que la réaction de résistance observée s'apparente à la réaction d'hypersensibilité observée dans d'autres cas de rouilles de céréales. On n'a jamais trouvé de réactions d'immunité à la rouille.

Storey et Howland par des essais d'autofécondation de Maïs résistants et de croisement avec des Maïs sensibles africains, arrivent à la conclusion que la résistance est régie par un gène majeur dominant. Les différences dans les réponses classées dans le même degré de sensibilité pour les descendances testées et quelques descendances nord-

américaines, suggèrent la présence d'au moins un autre gène présentant un effet assez grand pour être utilisable dans la recherche de la résistance.

Des études semblables sont poursuivies dans les territoires français, en particulier au Dahomey (Niaouli) où Le Conte a mis au point un important programme de sélection, programme qui répond à trois buts :

— introduction dans les Maïs dahoméens de certains facteurs de résistance provenant de Maïs étrangers, dans la mesure où la résistance est absente du Maïs local;

— extraire et fixer les facteurs de résistance de ce Maïs local dans la mesure où la résistance était présente;

— sélectionner des souches qui, en dépit de leur apparence rouillée, soient susceptibles de fournir un fort rendement, c'est-à-dire de souches tolérantes.

A l'heure actuelle Le Conte a pu mettre au point un certain nombre de variétés, tant résistantes que tolérantes, qui, issues d'un tout-venant à tendances farineuses, ont pu être répandues dans les zones de culture indigène. Des résultats similaires ont été obtenus par les Anglo-Saxons.

En résumé, la rouille américaine du Maïs qui, de 1949 à 1952, a posé en Afrique occidentale des problèmes urgents quant à l'avenir des plantations de Maïs dans ces régions, ne présente plus actuellement ce caractère d'urgence et n'entraîne chaque année que des dégâts peu importants. Cependant, le problème reste latent car, selon les années, les attaques peuvent être plus ou moins sévères et entraîner des pertes plus ou moins lourdes. L'introduction, par les généticiens, de variétés résistantes, a permis d'éloigner ce danger, tout au moins jusqu'à l'apparition d'une race physiologique nouvelle de la rouille.

BIBLIOGRAPHIE

1. — Anonyme. — Rust epidemic of West African Maize. World crops, p. 3-220, 1951.

2. — Anonyme. — A preliminary note on a new rust of maize (*Puccinia polysora*) in Nyasaland. *Nyasaland Farmer & Forester,* t. I, fasc. 2, p. 48-50, 1953.

3. — Anonyme. — 1953-54 maize investigations. *Nyasaland Farmer & Forester,* t. II, fasc. 3, p. 8-12, 1954.

4. — Anonyme. — Renseignements phytosanitaires : Rouille américaine du Maïs. *Bull. Protection des végétaux A.O.F.,* t. I, fasc. 1, 1954.

5. — Arthur J. C. — Manual of the rusts of USA and Canada. Lafayette, p. 117, 1934.

6. — Arthur J. C. & al. — *Aecidiaceae. North American Flora,* t. VII, p. 129-969, 1907-1931.
7. — Baker R. E. D. — Distribution of fungous diseases of crop plants in the Carribean region. *Trop. Agr.* (Trinidad), t. XVII, p. 90-94, 1940.
8. — Bates G. R. — Report of the Chief Botanist and Plant Pathologist for the year ending 30 th. September 1953. *Rhodesia Agr. Journal,* t. LI, p. 359-370, 1954.
9. — Bates G. R. — Notes from Southern Rhodesia. *Commonwealth Phytopath. papers,* n° 1, p. 61-62, 1955.
10. — Beattie A. G. — Annual report for the year 1951/52 by the Inspector-General of Agriculture. *Agr. Dept. Nigeria Annual Rept. 1951-52,* p. 1-10, 1954.
11. — Blane M. A. — Maize rust disease in the Gold Coast. Results of investigations on Maize rust in Ashanti, Gold Coast, during 1951. *West African Inter-Territorial Secretariat, Dept. of Agric. & Forestry Research.* Accra, Memorandum n° 6, 22 p.
12. — Bouriquet G. — Présence à l'Ile de la Réunion de *Puccinia polysora* Underw. auteur de la rouille américaine du Maïs. *Agron. Trop.* (Nogent), t. VIII, p. 323, 1953.
13. — Bouriquet G. — La rouille américaine du Maïs causée par *Puccinia polysora* Underw. présente à Madagascar. *Agron. Trop.* (Nogent), t. VIII, p. 428, 1953.
14. — Briant A. K. — Annual report of the Dept. of Agric. Zanzibar protectorate, 1952-1953.
15. — Brown W. L. — Maize of the West Indies. *Trop. Agr.* (Trinidad), t. XXX, p. 141-170, 1953.
16. — Cachan, Henry, Luc. — Rapport de la mission ORSTOM pour l'étude du Maïs au Togo-Dahomey. ORSTOM, 1952.
17. — Cammack R. H. — Observations on *Puccinia polysora* Underw. in West Africa. *West African Maize rust Research Unit Annual Report.,* t. I, p. 16-31, 1954.
18. — Chevaugeon J. — Enquête phytopathologique dans la vallée du Cavally. Suppl. Col. *Rev. Myc.,* p. 21-22, 1956.
19. — C.M.I. — *Puccinia polysora* Underw. CMI Kew. *Distribution maps of plant diseases.* Carte n° 237 (2ᵉ édit.), 1954.
20. — Congo belge INEAC. — Division de phytopathologie et d'entomologie agricole. Laboratoire central de Yangambi. *Rapp. ann. pour l'exercice 1952 de l'INEAC,* p. 77-84, 1953.
21. — Congo belge INEAC. — Une nouvelle rouille du Maïs. *Bull. Inf. INEAC.,* t. II, p. 137-138, 1953.
22. — Congo belge INEAC. — Division de phytopathologie et d'entomologie agricole. Centre de recherches de Yangambi. *Rapp. ann. pour l'exercice 1953 de l'INEAC,* p. 100-117, 1954.
23. — Coombes North G. A. — Agricultural division. *Mauritius Dept. Agr. Annual Rept. 1953,* p. 16-28, 1954.
24. — Cummins G. B. — Identity and distribution of three rusts of corn. *Phytopathology,* t. XXXI, fasc. 9, p. 856, 1941.
25. — Cummins G. B. — Rusts of the *Andropogonae. Uredineana,* 1953.

26. Deighton F. C. — Pant pathology Section. *Sierra Leone, Dept. Agr. Annual Rept. 1949*, p. 14-16, 1951.
27. Deighton F. C. — Plant pathology Section. *Sierra Leone, Dept. Annual. Rept.* 1950, p. 20-21, 1952.
28. Ellis R. T. — Tolerance to the Maize rust *Puccinia polysora* Und. *Nature, London*, t. 174, fasc. 4439, p. 1021, 1954.
29. Ellis R. T. — Report on the incidence of *Puccinia polysora* maize rust in Nyasaland during the growing season 53/54. *Nyasaland Farmer & Forester*, t. II, p. 48-52, 1954.
30. France Orstom. — Phytopathologie. *Courrier des chercheurs*, t. VIII, p. 161-186, 1954.
31. Grimaldi J. — Au sujet de la rouille américaine du Maïs, forme téleutosporée de *Puccinia polysora* au Cameroun. Mimeogr., 2 p.
32. Hemingway J. S. — Plant pathology studies. *East African Agr. Forestry Res. Organ. Annual Rept. 1953*, p. 84-85, 1954.
33. Hemingway J. S. — Effects of *Puccinia polysora* rust on yield of Maize. *East Afr. agr. J.*, t. XX, fasc. 3, p. 191-194, 1955.
34. Jameson J. D. — Annual report. Section of Botany and Pathology. *Uganda Dept. Agr. Annual Rept., 1954*, p. 102-106, 1955.
35. Kenya Dept. Agric. — Plant Pathology. *Kenya Dept. Agr. Annual Rept. 1952*, t. I, fasc. 29, 1953.
36. Kern F. D. — Additions to the Uredinales of Venezuela. *Mycologia*, t. XXX, p. 537-552, 1938.
37. Le Conte J. — Lutte génétique contre la rouille américaine du Maïs *Puccinia polysora* Underw. menée à Niaouli. *Riz et riziculture*, t. I, fasc. 4, p. 153-158, 1955.
38. Luc M. — Présence de *Puccinia polysora* Underw. sur le Maïs en Côte-d'Ivoire. *Rev. Intern. Bot. appl. Agron. Trop.*, t. XXXII, p. 194-195, 1952.
39. Lynn C. W. — Dept. Agr. Annual rept. for the year 1953. Plant pathology. *Northern Rhodesia Dept. Agr. Annual rept. 1953*, p. 20-21, 1954.
40. Mallamaire A. — La rouille américaine du Maïs en A.O.F. et au Togo, note dactylogr., 9 p.
41. Meiffren M. — La maladie du Maïs au Dahomey. *Bull. Centre Rech. Agr. Bingerville*, t. I, 1950.
42. Mendes O. — Recomendaçôes sobre prevençâo e combate a doenças encontradas en culturas de Milho e Tabaco. Ferrugem do Milho. *Gaz. Agric. Moçamb.*, t. V, fasc. 50, p. 202, 1953.
43. Ministère belge des colonies. — L'évolution de l'agriculture indigène dans la zone de Léopoldville. *Bull. Agric. Congo belge*, t. XLV, p. 1125-1220, 1954.
44. Nattrass R. M. — Preliminary notice of the occurence in Kenya of a rust (*Puccinia polysora*) on Maize. *East Afr. Agr. J.*, t. XVIII, p. 39-40, 4 fig., 1952.
45. Nattrass R. M. — Occurence of *Puccinia polysora* Underw. in East Africa. *Nature, London*, p. 171-527, 1953.
46. Nattrass R. M. — Note on *Puccinia polysora* on Maize in Kenya. *East Afr. agr. J.*, t. XIX, fasc. 4, p. 260, 1954.

47. Nigeria Agr. Dept. — Artificial inoculation of maize with *Puccinia polysora. Nigeria Agr. Dept. Agr., Abstr.*, t. II, fasc. 4, p. 4, 1952.

48. Nigeria Agr. Dept. — Report of the Agricultural Department : Western provinces and Colony. *Nigeria Agr. Dept. Annual Rept. 1950-51*, p. 47-86, 1953.

49. Orian G. — *Puccinia polysora* Underw. à l'île Maurice. *Rev. Agric. Maurice*, t. XXXIII, fasc. 1, p. 20, 1954.

50. Orian G. — Occurence of *Puccinia polysora* Underw. in the Indian Ocean area. *Nature, London*, t. 4402, fasc. 173, p. 505, 1954.

51. Portères R. — L'introduction du Maïs en Afrique. *J. Agric. Trop. Bot. Appl.*, t. II, fasc. 5-6, p. 221, 1955.

52. Resplandy R., Chevaugeon J., Delassus M., Luc M. — Première liste annotée des Champignons parasites des plantes cultivées en Côte-d'Ivoire. *Annales Epiphyties*, t. I, p. 1-61, 1954.

53. The rust diseases of Maize. — A summary of information and bibliography. (Rhind D.). *West African Inter-Territorial Secretariat, Dept. Agrc. & Forestry Research., Accra.* Memorandum I, 16 p., 91 ref.

54. Rhind D. — American Maize rust in Africa. *World crops*, t. VI, fasc. 3, p. 97-98, 1954.

55. Rhind D., Waterston J. M., Deighton R. C. — Occurence of *Puccinia polysora* Underw. in West Africa. *Nature, London*, t. 169, fasc. 4 302, p. 631, 1952.

56. Ryland A. K., Storey H. H. — Physiological races of *Puccinia polysora* Underw. *Nature, London*, t. 655, fasc. 176, 1955.

57. Saccardo. — Sylloge Fungorum, t. XIV, p. 347, 1899.

58. Saccas A. M. — La rouille américaine du Maïs (*Zea Mays* L.) due à *Puccinia polysora* Underw. au Cameroun et en A.E.F. *Agron. Trop.* (Nogent), n° 4, juillet-août 1955.

59. Stanton, Cammack. — Resistance to the Maize rust *Puccinia polysora. Nature, London*, t. 172, fasc. 4 376, p. 505, 1953.

60. Storey H. H., Ryland A. K. — Resistance to the Maize rust *Puccinia polysora. Nature, London*, t. 4408, fasc. 173, p. 778, 1954.

61. Storey H. H., Hawland A. K. & al. — East African works on breeding Maize resistant to the tropical american rust *Puccinia polysora. The Empire Journal of Exp. Agric.*, t. XXVI, fasc. 101, p. 1, 1958.

62. Tarr S. A. J. — Diseases of economic crops in the Sudan I. Cereals. *F.A.O. plant protection Bull.*, t. II, p. 75-77, 1954.

63. Uganda Dept. Agric. — Pests and diseases. *Uganda Dept. Agric. Annual rept., 1952*, p. 45-48, 1953.

64. Underwood L. M. — Some new fungi, chiefly from Alabama. *Bull. Torrey Bot. Club*, t. XXIV, p. 81-86, 1897.

65. Viennot-Bourgin G. — Urédinales d'Afrique (3e note). Urédinales de Côte-d'Ivoire (2e note). *Uredineana*, 1953.

66. Watts-Padwick G. — Losses caused by the plant diseases in the colonies. *C.M.I. Phytopath. papers*, n° 1, 1956.

67. — WEBER G. F. — Studies on corn rust (*Puccinia sorghi* Schw.). *Phytopathology*, t. XII, p. 89-97, 1922.
68. — WILTSHIRE S. P. — The spread of the south American maize rust. *C.M.I. Phytopath. News.*, t. I, p. 62, 1955.
69. — WOOD JESSIE I., LIPSCOMB B. R. — Spread of *Puccinia polysora* with a bibliography on the three rusts of *Zea Mays* L. *Plant disease epidemics & Identification Section, US. Dept. of Agriculture.* Publication spéciale n° 9, avr. 1956.
70. — CRUZ E. E. — Plant quarantine in the Philippines. *F.A.O. Pl. Prot. Bull.*, t. VI, fasc. 4, 1958.
71. — REYES G. M. — A note on the occurence of a species of corn rust new to the Philippines. *Araneta J. Agric.*, t. III, fasc. 3, p. 68-71, 1956.
72. — REYES G. M. — Recent outbreaks of maize rust in the Philippines. *F.A.O. Pl. Prot. Bull.*, t. VI, fasc. 3, 1957.
73. — TARR S. A. J. — Recent observations on plant diseases in Sudan. *F.A.O., Pl. Prot. Bull.*, t. V, fasc. 12, 1957.

(Institut d'Enseignement et de Recherche tropicales, Bondy et Adiopodoumé.)

Champignons foliicoles de Guinée. I.

Ascomycètes du Lophira alata Banks et leurs parasites

Par Claude et Mireille MOREAU.

■

Au cours de la mission scientifique qu'il a accomplie en Guinée (Afrique occidentale) en janvier 1957, M. Georges Viennot-Bourgin a recueilli de nombreux Champignons dont certains ont fait l'objet d'une importante publication (cf. Viennot-Bourgin, 1959). Divers Ascomycètes foliicoles nous ont été confiés et la présente contribution est la première d'une série d'études que nous avons l'intention de leur consacrer.

Trois séries de récoltes de feuilles du *Lophira alata* Banks (Ochnacée) ont été faites :

1 (n° 166). — Région de Condoya, vers les chutes du Kalé. 3 janv. 1957 (feuilles s'étant développées sur des plantes partiellement détruites par un feu de brousse).

2 (n° 288) et 3 (n° 298). — Boqueteau près de Kigbali aux environs de Benty (Basse-Guinée). Début janv. 1957. Il s'agit là d'une localité très proche de la forêt primitive.

Elles ont permis l'observation des Champignons suivants :

— sur la première : *Parodiopsis lophirae* Deighton (stade jeune), *Glomerella cingulata* (Ston.) Spauld et Schr., *Lembosia polyspora* Pat., *Pestalozzia* sp.

— sur la deuxième : *Parodiopsis lophirae* Deighton, *Lembosia polyspora* Pat., *Stomiopeltis lophirae* sp. nov., *Microthyriella lophirae* sp. nov.

— sur la troisième : *Parodiopsis lophirae* Deighton, *Sphaceloma lophirae* sp. nov., *Septonema solaninum* (Sacc. et Syd.) Hughes,

Phaeophragmeriella clavispora (Syd.) Hansf., *Microthyriella lophirae* sp. nov., *Lembosia polyspora* Pat., *Micropeltidium Ugandae* Hansf., *Scolecopeltidium guineensis* sp. nov. et plusieurs Ascomycètes à organisation fruste se développant sur des cadavres de cochenilles, fientes d'acariens, etc...

Les Ascomycètes frustes feront l'objet d'une publication séparée.

Le *Glomerella cingulata* dont la morphologie est bien connue et le *Pestalozzia sp.* sans intérêt particulier n'ont pas retenu notre attention. Nous ne décrirons ici que les autres espèces.

Parodiopsis lophirae Deighton

Après le *Glomerella cingulata,* c'est le Champignon visible à l'œil nu le plus répandu dans les échantillons que nous avons examinés. Il est présent sur plusieurs feuilles. L'intérêt de ces diverses récoltes réside dans l'état de maturité différent de chaque échantillon, ce qui permet une étude complète du cycle du Champignon.

Caractères macroscopiques.

Le Champignon est surtout hypophylle, très rarement épiphylle. Jeune, il constitue de petits amas poudreux ocre-jaune à roux clair en plages irrégulières parfois coalescentes : c'est la forme conidienne. Plus tard la coloration de ces amas évolue pour devenir ocre fauve foncé au moment où apparaissent les premiers périthèces. Finalement, lorsque les périthèces sont très nombreux, serrés les uns contre les autres et que les conidies ont presque disparu, le Champignon couvre la face inférieure des feuilles d'une couche pulvérulente brun foncé à châtaigne noirâtre; cependant, les diverses plages fongiques ne sont pas toujours coalescentes et la disposition rayonnante des périthèces sur les plages de petite dimension (2 à 10 mm) est bien visible. La feuille n'est apparemment pas maculée par le Champignon dont la trace disparaît par simple grattage.

Mycélium.

Le mycélium est constitué de filaments fuligineux, abondamment ramifiés, de 5 à 9 μ de diamètre. Les hyphes rectilignes sont pauvres en cloisons, les filaments tortueux sont formés d'articles courts.

Le mycélium est abondant à la surface des feuilles, mais il pénètre également dans les tissus, se développant dans les méats intercellulaires et envoyant dans les cellules des proliférations de formes variées.

Macroconidies.

Les macroconidies sont les premières spores que forme le Champignon. Elles naissent à l'extrémité de filaments dressés constituant

des houppettes de 100 à 200 µ de hauteur, plus ou moins groupées à la surface de la feuille (fig. 1, a).

L'extrémité des conidiophores est d'abord renflée en ampoule isolée par une cloison (fig. 1, b). Cette ampoule évolue en spore qui se détache tandis que latéralement un diverticule se développe en une nouvelle ampoule (fig. 1, c) qui évolue de même (fig. 1, d) et ainsi de suite. Les vieux conidiophores apparaissent alors comme un axe épais zigzagant, dessinant une ligne brisée et les points d'insertion des conidies successives formées en sympode sont bien visibles (fig. 1, e à h).

Un second mode de formation des macroconidies est possible; il est semblable à ce que nous avons décrit chez le *Chevalieropsis ctenotricha* (Pat. et Har.) Arn. (Moreau, 1955) : une spore se forme à l'extrémité du sporophore, elle se détache; la suivante apparaît, portée par une collerette emboîtée dans celle laissée par la spore précédente (fig. 1, i). Il s'agit là de conidiophores du type « annelé » (Hughes, 1953).

On peut même trouver sur le même sporophore les deux types de formation de macroconidies (fig. 1, k). Après leur détachement du sporophore, il est impossible de distinguer les spores nées selon l'un ou l'autre mode. Elles sont identiques.

La toute jeune spore est ampulliforme. Elle ne tarde pas à présenter un renflement latéral (fig. 1, l), une « corne » tandis qu'une première cloison apparaît au-delà du renflement; une deuxième cloison se forme plus bas (fig. 1, m) puis lorsque la « corne » est bien développée, une nouvelle cloison naît à sa base. Un nouveau renflement se forme un peu plus haut sur la spore et un nouveau diverticule est différencié par le même processus (fig. 1, n, o).

La macroconidie a finalement l'aspect d'un clou de girofle aux « cornes » allongées dans divers plans (fig. 1, p, q). Parfois un diverticule ou deux prennent un développement très grand par rapport aux autres (fig. 1, r).

Il est aisé de reconnaître la base d'une conidie lorsqu'elle est séparée du conidiophore : un léger bourrelet de la paroi est visible, vestige de l'attache au filament qui lui a donné naissance.

De telles macroconidies de la couleur du mycélium de 50-100 × 10-16 µ peuvent germer, dès chaque diverticule en un ou plusieurs tubes germinatifs. Parfois un diverticule se renfle, se cloisonne et évolue en périthèce (fig. 2, b).

Microconidies.

En général, elles sont formées peu après les macroconidies. Elles sont également portées par des filaments dressés, flexueux, terminés en pointe, brun fuligineux à la base, plus clairs à l'apex (fig. 1, s).

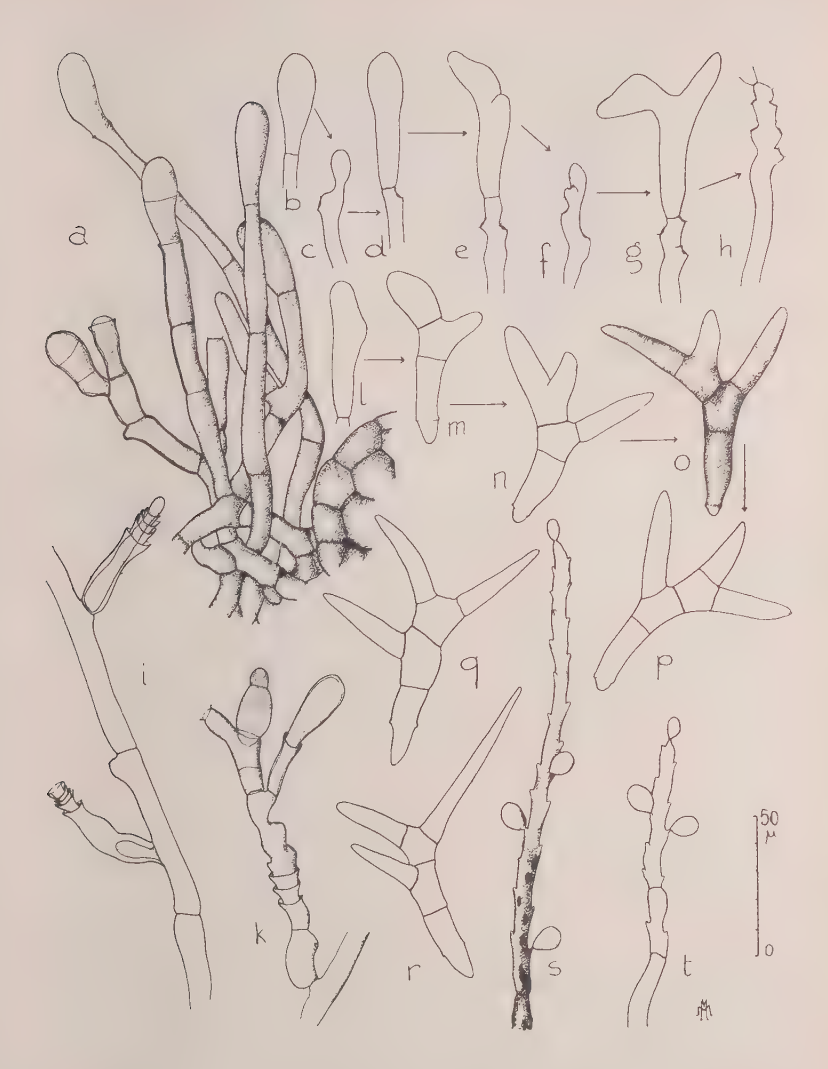


Fig. 1. — *Parodiopsis lophirae* Deighton. — a. Houppettes de filaments porteurs de jeunes conidies. — b à h. Naissance des conidies en sympodes. — i. Conidiophores avec collerettes (le protoplasme dense représenté en pointillés met en évidence le caractère endoconidien des spores). — k. Conidiophores présentant à la fois des collerettes et sympodes. — l à q. Evolution des macroconidies. — r. Macroconidie dont une « corne » est anormalement longue. — s, t. Conidiophores denticulés, porteurs de microconidies.
(Gr. : 400.)

La jeune conidie naît au sommet du conidiophore. Elle est ensuite rejetée sur le côté tandis qu'une nouvelle conidie est formée à l'extrémité du conidiophore dont la croissance se poursuit. Le phénomène se reproduit un certain nombre de fois. Chaque conidie étant portée par un apicule, on a finalement après la chute des conidies, un filament muni de denticules à disposition spiralée (fig. 1, t).

La chute des microconidies étant aisée, on peut facilement confondre les conidiophores avec des soies mycéliennes denticulées en leur sommet.

Les conidiophores sont articulés à la base. La partie sporifère est ou non munie de cloisons.

Les microconidies sont hyalines, subglobuleuses à ovoïdes, apiculées à la base; elles mesurent 8-11 × 6-9 μ.

Périthèces.

Les périthèces sont parfois épars, le plus souvent grégaires et se forment au sein des conidiophores, au milieu de filaments particulièrement ramifiés.

L'ascogone, enroulé en spirale, demeure longtemps visible dans les ébauches périthéciales (fig. 2, d). Subglobuleux, de 80-140 μ de diamètre, les périthèces sont portés par un court diverticule d'un filament mycélien externe (fig. 2, a).

D'un brun rouge foncé, leur pigment, comme d'ailleurs celui du mycélium, forme des plaques polygonales; il se dissout aisément dans divers solvants et en particulier dans le lactophénol.

La paroi externe a tendance à se gélifier. Elle est formée de cellules polygonales et laisse voir les asques par transparence.

Asques

Les filaments ascogènes portent souvent des anses latérales (fig. 2, e) et sont terminés chacun par un asque. Formés en petit nombre au sein du périthèce les asques semblent réunis en bouquet à la base. Les jeunes asques possèdent un crochet dangeardien très net, et une nasse apicale, ils sont cylindriques à claviformes (fig. 2, f). Dans les asques âgés il arrive que le crochet dangeardien disparaisse totalement. Chaque asque renferme en principe 8 spores réunies en paquet mais les anomalies dans le nombre des spores sont fréquentes.

A maturité, l'éjection des spores se fait par rupture de la tunique externe dans la partie supérieure de l'asque et étirement de la tunique interne (fig. 2, g).

Ascospores.

Les ascospores hyalines ou peut-être d'un brun très clair lorsqu'elles sont âgées, sont bicellulaires (fig. 2, h); arrondies aux extrémités, les

deux loges inégales : la loge supérieure est plus large, l'inférieure un peu plus allongée et en pointe; une légère constriction marque la cloison.

Leur taille varie de 25-38 × 9-12 µ.

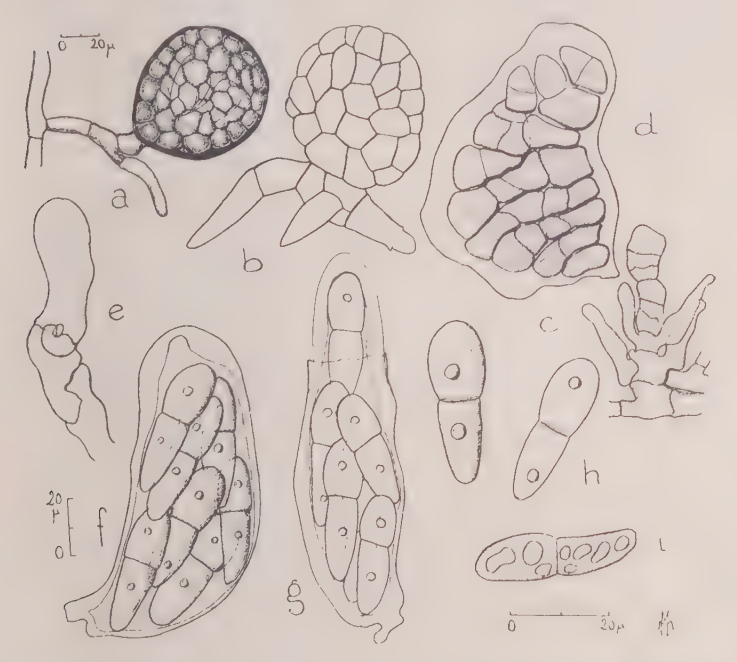


Fig. 2. — *Parodiopsis lophirae* Deighton. — a. Périthèce porté par une ramification mycélienne. — b. Jeune périthèce développé aux dépens d'une macroconidie. c. Ebauche périthéciale. — d. Jeune périthèce avec ascogone en spirale. — e. Hyphe ascogène à anse latérale et jeune asque. — f. Asque. — g. Ejection des ascospores. h. Ascospores. — i. Ascospore avec nombreux globules lipidiques. (Gr. : a : 250. — b, f, g : 100. — c, d, e, h, i : 700.)

Taxonomie.

Ce Champignon correspond à l'espèce *Parodiopsis lophirae* Deighton (in Petrak et Deighton, 1952) que Deighton avait récoltée en janvier 1939 sur les feuilles de *Lophira alata* en Sierra Leone, donc non loin de la Guinée.

La description originale ne mentionne aucune forme conidienne. Peut-être les échantillons étaient-ils a un stade d'évolution tel que les conidies avaient déjà disparu (stade de maturité ou évolution en fonction du climat?).

Il paraît intéressant de comparer cette espèce au *Chevalieropsis ctenotricha* (Pat. et Har.) Arn. que nous avons récemment (Moreau, 1955) étudié. Ce sont deux représentants de la famille des Parodiellinacées. Ils ont de nombreux points communs, en particulier leur pigment, les caractères périthéciaux, la présence de microconidies sur des conidiophores denticulés; mais la ressemblance est frappante entre les macroconidies : elles ont le même aspect en « clou de girofle », à diverticules cependant un peu plus allongés chez le *Parodiopsis.*

L'existence de mycélium externe, l'absence d'un stroma net séparent le *Parodiopsis* du *Chevalieropsis.*

Les conidies aux collerettes emboîtées les unes dans les autres rappellent, chez les *Venturia,* les conidies du type « *Spilocaea* »; alors que celles en sympodes ressemblent aux conidies du type « *Fusicladium* » (= *Megacladosporium* Viennot-Bourgin) du même genre.

Ce rapprochement confirme les liens que Müller et von Arx (1950) avaient établis entre Parodiellinacées et Venturiacées en se fondant sur les caractères périthéciaux.

L'existence dans la même espèce des deux types de formation conidiennes infirme les classifications d'Hyphomycètes qui éloignent les Champignons possédant l'un ou l'autre mode.

Sphaceloma lophirae sp. nov.

Quelques feuilles de *Lophira,* déjà parasitées par le *Parodiopsis lophirae,* présentent des taches de dessèchement, sans forme nettement définie, de taille variable, visibles sur les deux faces foliaires.

Sur ces taches, à la face inférieure, plus rarement à la face supérieure, apparaissent de petits amas sporodochiaux fuligineux. L'examen microscopique de ces amas révèle la présence de mycélium brun à articles courts, de 3 à 5 μ de diamètre et ramification dichotomique; les filaments portent latéralement ou se terminent par des phialides lagéniformes de 5-10 $\times$ 3-4 μ. Celles-ci sont finalement disposées comme à l'extérieur d'un coussinet et elles donnent naissance successivement à une série de spores qui demeurent en chaînes; dans les phialides âgées l'apex présente une collerette très nette (fig. 3).

Les spores, subhyalines, sont fusoïdes, aciculées aux deux extrémités, de 7-11 $\times$ 2-3 μ. Un globule réfringent est souvent visible dans le protoplasme près de la pointe.

Tant par les caractères des lésions du type « anthracnose » qu'il cause, que par sa morphologie, ce Champignon mérite d'être rapporté au genre *Sphaceloma* de Bary (emend. Jenkins et Bitancourt, 1941). Aucune espèce de ce genre n'est, à notre connaissance, décrite sur Ochnacée.

Nous proposons donc de le nommer *Sphaceloma lophirae* sp. nov.

Sphaceloma lophirae sp. nov. — Taches de desséchement du type « anthracnose ». Mycélium fuligineux formant des amas sporodochiaux aux phialides lagéniformes 5-10 × 3-4 µ. Spores en chaines subhyalines, fusoïdes, 7-11 × 2-3 µ.

Sur les deux faces foliaires du *Lophira alata*. Kigbali, Guinée. Réc. G. Viennot-Bourgin, 1957.

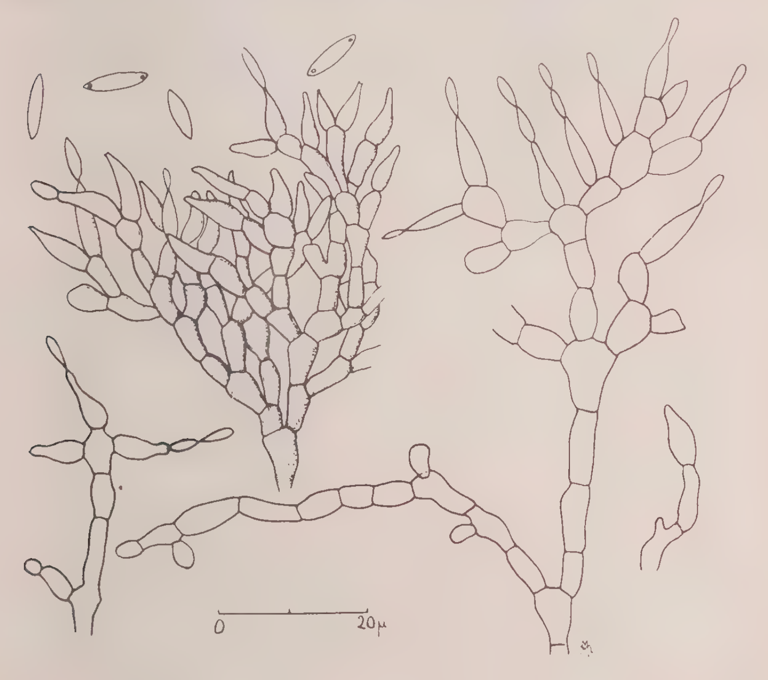


Fig. 3. — *Sphaceloma lophirae* sp. nov. — Divers aspects du mycélium, des phialides et des spores.
(Gr. : 1.000.)

Septonema solaninum (Sacc. et Syd.) Hughes.

Parmi les colonies du *Parodiopsis lophirae* et les parasitant au point de les faire disparaître dans quelques échantillons, également au milieu des amas sporodochiaux du *Sphaceloma lophirae*, se trouve un Champignon que nous rapportons au genre *Septonema* et dont les sporophores dressés constituent un fin gazon fuligineux.

Parasitisme.

Le parasitisme de ce Champignon se manifeste selon divers modes (fig. 4, a). Son mycélium peut se développer le long des filaments

mycéliens du *Parodiopsis* et envoyer par place des suçoirs de formes variées; de tels suçoirs prolifèrent parfois en filaments à l'intérieur des hyphes mycéliennes du *Parodiopsis*. Souvent c'est une spore de *Septonema* qui vient au contact du mycélium de *Parodiopsis;* un suçoir se forme alors à une extrémité et traverse la paroi des filaments-hôtes, l'autre extrémité émettant fréquemment un tube germinatif. Il arrive également qu'une ou plusieurs cellules banales de la spore se comportent comme les cellules apicales formant des suçoirs ou germant.

Mycélium.

Le mycélium parasité est assez tortueux, d'un brun fuligineux clair, de 3 à 4 μ de diamètre, cloisonné, ramifié.

Sporophores

Par place les filaments mycéliens présentent des renflements plus foncés dont la forme n'est pas toujours régulière et à ce niveau émerge un sporophore rectiligne, brun mais avec quelques zones plus claires, cloisonné, pouvant atteindre 200 μ de long (fig. 4, b).

Au sommet du sporophore naissent les spores en longues chaînes acrogènes. Leur mode de formation très particulier a été bien décrit par Hughes (1951) et il est très net ici. Quelquefois les sporophores sont ramifiés.

Spores.

Les spores cylindracées-fusoïdes, généralement incurvées, sont en pointe atténuée à l'apex, légèrement tronquées à la base. D'un brun olivacé fuligineux, elles sont plus claires aux deux extrémités. Elles peuvent être munies de 1 à 6 cloisons, mais la plupart sont quadricellulaires; leur taille varie de 12-35 × 4 μ.

Détermination.

Nous rapportons ce Champignon au *Dendryphium loranthi* Hansford (1943), dénomination que Hughes (1952) a changée en *Septonema loranthi* (Hansf.) Hughes, puis (1958) en *Septonema solaninum* (Sacc. et Syd.) Hughes. Il ressemble fort à un *Questieriella* tel que Arnaud (1953) les représente, c'est-à-dire une forme imparfaite de *Questiera* Arn. (= *Schiffnerula* v. Höhn.).

Phaeophragmeriella clavispora (Syd.) Hansf.

C'est toujours en mélange avec le *Septonema solaninum,* sans qu'il soit cependant possible d'établir les liens avec celui-ci (parasitisme, forme ascosporée?), que nous avons trouvé de nombreux périthèces,

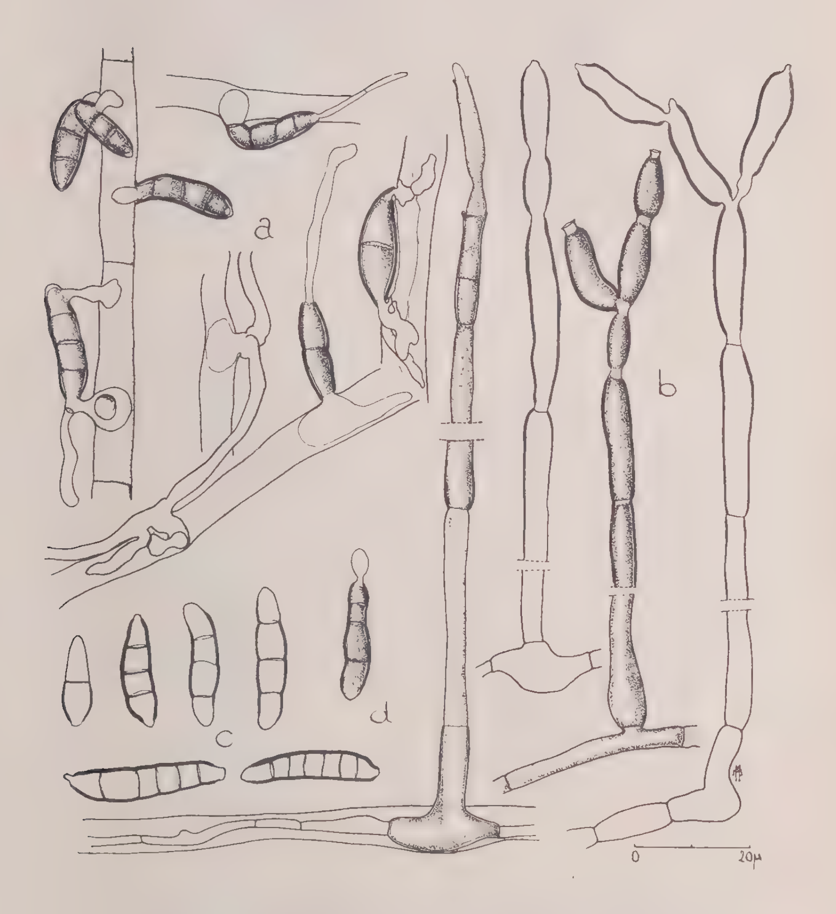


Fig. 4. — *Septonema solaninum* (Sacc. et Syd.) Hughes.
a. Parasitisme du *Septonema* sur le mycélium de *Parodiopsis*. — b. Sporophores et chaînes acrogènes de spores. — c. Spores. — d. Spore germant.
(Gr. : 800.)

d'un Champignon qui paraît être semblable au *Phaeophragmeriella clavispora* (Syd.) Hansford (1946), primitivement décrit par Sydow (1937) sous le nom de *Nematostigma clavisporum* Syd. et parasite de diverses Méliolacées en Uganda.

Les périthèces entièrement superficiels, épars ou grégaires sont d'un brun jaunâtre; subglobuleux, leur diamètre varie de 120 à 180 μ. La paroi est formée de cellules polyédriques et présente un pore de 10 à 15 μ de diamètre dans la région apicale du périthèce. Toute la surface du périthèce, sauf une zone proche du pore, est couverte de poils bruns, cloisonnés, de 4 à 6 μ de diamètre, pouvant atteindre 70 μ de long, arrondis et un peu plus clair à l'apex. Quelques hyphes brunes sont visibles à la base des périthèces (fig. 5, a).

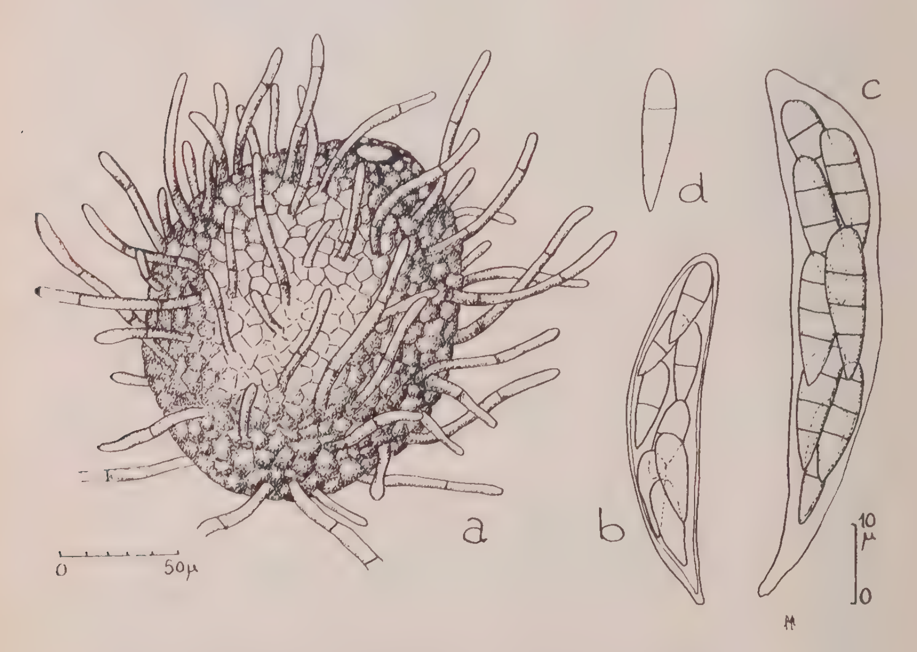


Fig. 5. — *Phaeophragmeriella clavispora* (Syd.) Hansf.
a. Périthèce. — b. Asque jeune. — c. Asque. — d. Ascospore.
(Gr. : a : 300, b-d : 1.000.)

Les asques, formés en assez grand nombre dans le périthèce, sont subclaviformes, souvent dissymétriques, munis d'un pédicelle assez court, à paroi un peu épaissie à l'apex, de 50-70 × 13-16 μ (fig. 5, b, c).

Chaque asque renferme 8 ascospores disposées sur deux ou trois rangs. Les ascospores, hyalines ou à peine colorées, sont nettement

claviformes, arrondies au sommet, en pointe à la base, quelquefois légèrement incurvées. Munies de trois cloisons transversales, elles mesurent 15-30 × 4-5 μ (fig. 5, d).

Les liens entre ce *Phaeophragmeriella* et le *Chaetothyrium clavatisporum* (Syd.) Hansf. seraient à établir en examinant du matériel original.

Microthyriella lophirae sp. nov.

C'est à la face inférieure des feuilles du *Lophira*, que l'on trouve les petits ascostromas noirâtres de ce Champignon.

Ascostromas.

De petite taille, orbiculaires, de 300 à 500 μ de diamètre, ces stromas épais sont à peine soulevés au-dessus de l'épiderme foliaire.

Vus d'en-dessus, ils présentent une paroi brune formée par l'enchevêtrement de filaments à articles très courts munis d'expansions tuberculeuses et, bien qu'on distingue une orientation radiaire de certaines files de cellules, la plupart constituent un véritable pavage régulier fort ornemental (fig. 6, d).

En coupe (fig. 6, a) on constate que la croûte superficielle sombre, relativement mince mais bien marquée, présente des protubérances au niveau des asques mûrs, ceux-ci étant de plus grande taille que l'épaisseur normale de l'ascostroma. Quand un asque atteint la maturité, la protubérance qu'il a formée dans la croûte sombre se fend (fig. 6, b) et les spores font éruption à l'extérieur. La base de l'ascostroma, sur l'épiderme est formée d'une fine couche cellulaire.

Les asques sont entourés d'un tissu hyalin.

Asques.

Ils sont répartis dans tout l'ascostroma ainsi qu'on l'observe par transparence ou par les fentes de la croûte superficielle, lorsqu'ils sont colorés par le bleu coton.

Chaque ascostroma ne renferme que quelques asques à spores différenciées; ils sont piriformes, de 50-60 × 30-40 μ et munis d'une paroi épaisse (fig. 6, e). Il nous a été donné d'observer un asque adulte (ces asques sont rares et très fragiles, le dépôt de la lamelle les fait éclater); il mesurait 100 × 90 μ.

Ascospores.

Au nombre de 8 par asque elles sont disposées en un gros faisceau. Chacune, fusoïde ou légèrement en croissant est bicellulaire avec une légère constriction au niveau de la cloison (fig. 6, f). Celle-ci sépare deux parties à peine inégales, la supérieure étant très légèrement plus

courte et plus large que l'inférieure. Hyalines, elles mesurent dans la plupart des cas 50-55 × 12 μ sauf celles de l'asque signalé précédemment dont les spores mesuraient 60-70 × 20 μ.

Taxonomie

Ce Champignon nous semble correspondre au genre *Microthyriella* tel que le définit Arnaud (1918), genre particulièrement intéressant par sa position-clé, si proche encore par bien des caractères des Myriangiales. Arnaud signale déjà la très grande variabilité de la taille des ascospores semblant liée à des degrés divers de maturation.

Nous proposons pour cette espèce le nom de *Microthyriella lophirae* sp. nov.

Microthyriella lophirae sp. nov. — Ascostromas orbiculaires 300-500 μ diam. Croûte superficielle mince, brune, formée de cellules imbriquées les unes dans les autres, se séparant selon des fentes irrégulières à maturité. Asques peu nombreux, piriformes, bituniqués, 50-60 × 30-40 μ. Ascospores hyalodidymées, fusoïdes ou en croissants, disposées en faisceau dans l'asque, 50-55 × 12 μ.

A la face inférieure des feuilles du *Lophira alata*. Kigbali, Guinée. Réc. G. Viennot-Bourgin, janv. 1957.

Lembosia polyspora Pat.

Ce Champignon se développe à la face supérieure des feuilles de *Lophira* selon des plages noirâtres à contours irréguliers.

Mycélium.

Le mycélium est formé d'hyphes fuligineuses de 4 à 6 μ de diamètre munies de stigmopodies unicellulaires, subglobuleuses, alternes, de 7-9 × 5-7 μ (fig. 7, a).

Au niveau des stigmopodies, part un diverticule mycélien qui traverse la cuticule et la paroi des cellules épidermiques pour former des suçoirs coralloïdes (fig. 7, b, d). De tels suçoirs se développent aussi plus profondément dans le parenchyme foliaire (fig. 7, c). Dans certains cas, le mycélium se loge dans la paroi même des cellules épidermiques amenant une diminution de diamètre de la cavité cellulaire, ainsi que Arnaud (1918) l'a déjà vu chez quelques *Lembosia* (fig. 7, e).

Thyriothèques.

Les ascostromas sont épars ou groupés densément sur les plages mycéliennes. Jeunes, leur paroi a une structure radiaire (fig. 7, g) mais les deux extrémités d'un axe proliférant (fig. 7, h, i), ils ne tardent pas à s'allonger (fig. 7, k). On obtient ainsi une thyriothèque allongée, presque linéaire (fig. 7, l) avec parfois des ramifications, présentant un sillon central bordé par des tissus de couleur foncée, tandis que les

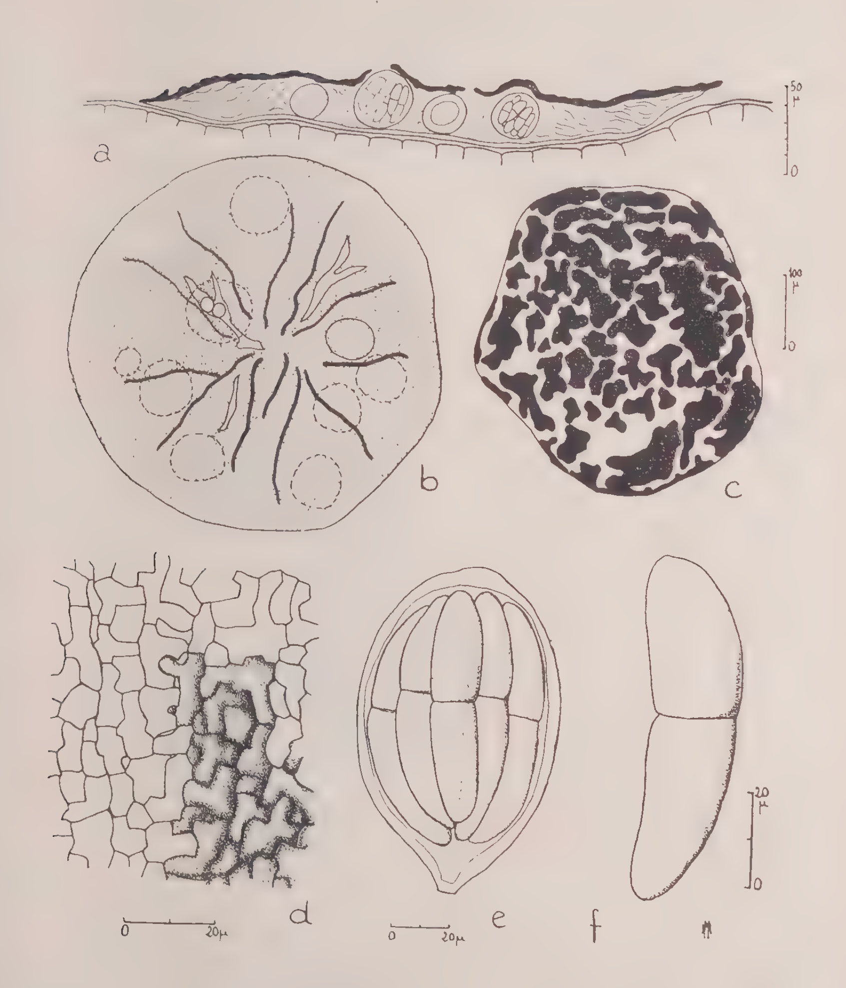


Fig. 6. — *Microthyriella lophirae* sp. nov. — a. Coupe d'un ascostroma. — b. Ascostroma, vu par la face supérieure; les asques sont visibles par transparence et par les fentes de la croûte superficielle. — c. Ascostroma vétuste à croûte fendillée. — d. Fragment de paroi de l'ascostroma. — e. Asque. — f. Ascospore.
(Gr. : a : 250; b, c : 100; d, f : 700; e : 400.)

deux extrémités plus claires, sont formées d'hyphes à disposition radiaire, à division dichotomique, à terminaisons sublobées (fig. 8, a). Lorsque l'on détache la thyriothèque de la feuille, on arrache généralement une frange brun clair d'hyphes coalescentes.

Dans les thyriothèques âgées, le sillon central s'entr'ouvre et, par la fente, on aperçoit les asques (fig. 7, m).

La taille des thyriothèques varie de 100-800 × 110-350 μ.

Asques.

Les asques (fig. 8, b à e), nombreux dans chaque thyriothèque, sont subglobuleux, à peine claviformes, largement arrondis à l'apex. Ils mesurent 37-45 × 24-28 μ.

Des filaments stériles les séparent.

Ascospores.

Les asques sont normalement octosporés, mais en raison de la constriction importante de la membrane au niveau de la cloison médiane, les asques, surtout jeunes, semblent renfermer 16 spores unicellulaires ovoïdes. Les spores sont en réalité bicellulaires, la cellule supérieure étant un peu plus grosse que la cellule inférieure (fig. 8, b).

Ascospore entière : 20-23 × 7-9 μ
Cellule supérieure : 9-12 × 7-9 μ
Cellule inférieure : 10-13 × 6-7 μ

D'abord hyalines, les ascospores sont finalement brun fuligineux.

Taxonomie.

Par ses caractères, ce Champignon correspond au genre *Lembosia* Lév.

Diverses espèces de ce genre ont été décrites sur des plantes voisines du *Lophira* (sur *Dipterocarpus* notamment) et surtout sur des Mélastomatacées et Combrétacées. Theissen (1918) en présente une monographie, aucune ne paraît correspondre à notre Champignon.

Par contre Patouillard (1887) décrit « sur la face supérieure des feuilles coriaces d'une Ochnacée indéterminée », au Congo, un *Lembosia polyspora* dont le caractère particulier est d'avoir des asques polysporés et des ascospores ovoïdes unicellulaires de 10 × 6-7 μ. Pour ces raisons Saccardo (1891) a d'ailleurs créé le genre nouveau *Lembosiella*. Nous pensons que ce genre n'a pas lieu d'exister et que notre *Lembosia* est semblable à celui décrit par Patouillard. Les spores se brisent en effet très facilement au niveau de la cloison et l'asque apparaît alors polysporé.

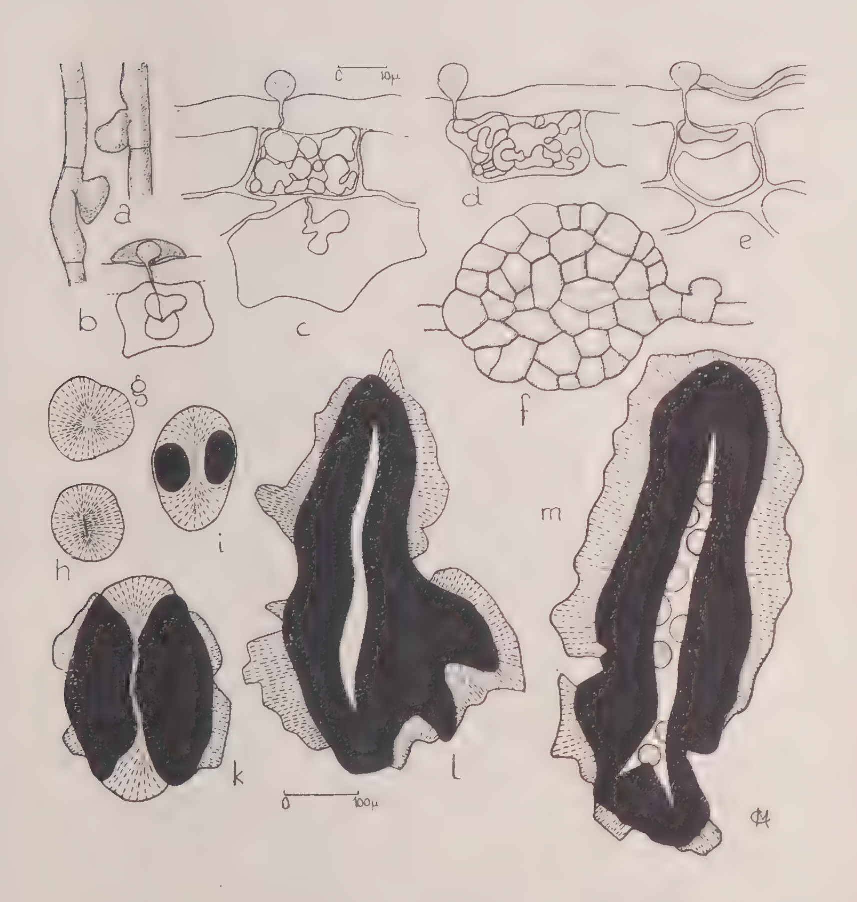


Fig. 7. — *Lembosia polyspora* Pat. — a. Mycélium avec stigmopodies. — b. Suçoir dans une cellule épidermique. — c. Développement de suçoirs dans une cellule épidermique et une cellule du parenchyme sous-jacent. — d. Suçoir coralloïde. — e. Mycélium se développant dans la paroi de l'épiderme. — f. Très jeune thyriothèque. g à m. Schéma du développement d'une thyriothèque. (Gr. : a-f : 800; g-m : 100.)

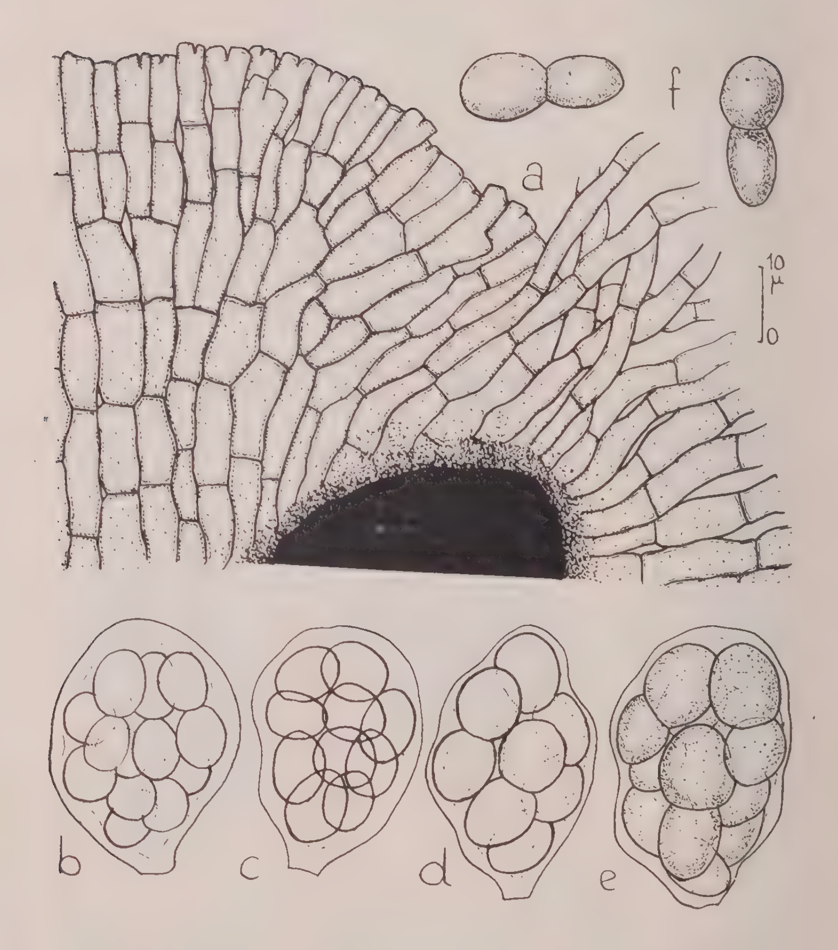


Fig. 8. — *Lembosia polyspora* Pat. — a. Détail de la frange d'une thyriothèque. — b à e. Evolution des ascospores dans un asque. Remarquer l'aspect polysporé de certains stades de développement. — f. Deux ascospores.
(Gr. : 1.000.)

Micropeltidium ugandae Hansf. (Batista).

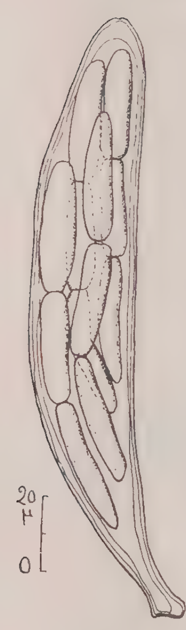


Fig. 9.
Micropeltidium ugandae Hansf. — Asque tétrasporé. (Gr. : 550.)

Les thyriothèques de ce Champignon sont formées surtout à la face supérieure des feuilles de *Lophira,* plus rarement à la face inférieure. Elles ont un diamètre variant de 500 à 700 μ.

Les asques, assez nombreux, qui les occupent sont cylindracés-claviformes, munis d'un court pédicelle. Ils mesurent 150-200 × 27-35 μ (fig. 9).

Les échantillons que nous avons examinés ont surtout des asques tétrasporés.

Les ascospores ont un aspect bien typique : formées de trois articles, dont les supérieurs sont un peu plus larges que l'inférieur, elles se désarticulent très aisément. Leur taille varie de 85-130 × 8-10 μ.

Ce Champignon correspond au *Micropeltis ugandae* que Hansford (1940-41) a décrit sur des hôtes variés en Ouganda, qui a été fréquemment retrouvé, notamment en Gold Coast par Hughes (1953) et que Batista (1959) a rapporté au genre *Micropeltidium.*

Scolecopeltidium guineensis sp. nov.

A la face inférieure de quelques feuilles de *Lophira,* on note la présence de petits « boucliers » à bord nettement relevés, appartenant à une Hémisphaeriacée.

Thyriothèques.

Ces thyriothèques discoïdes coniques semblent apposées sur la feuille; elles montrent successivement de l'extérieur vers l'intérieur (fig. 10, a) :

- — un anneau assez clair, presque translucide de 200 à 250 μ (la partie relevée);
- — un large anneau brun verdâtre foncé de 150 à 200 μ;
- — un anneau plus étroit (100 μ environ) auquel on passe insensiblement depuis l'anneau précédent et qui est couvert de larges verrues ou plaques de pigment;
- — au centre, une ostiole de 50 μ de diamètre.

Vue d'en-dessus, la paroi de la thyriothèque se montre formée de filaments non disposés en structure radiaire mais constituant deux

ou trois réseaux superposés, assez réguliers, le réseau supérieur ayant les mailles les plus larges (fig. 10, c).

En coupe on constate que dans sa partie la plus épaisse la thyriothèque mesure 150 μ environ. Des filaments stériles nombreux rattachent le « plancher » très mince de la fructification à la « croûte » supérieure épaisse de 10 à 15 μ.

Les asques prennent naissance tout autour de la thyriothèque, leur apex dirigé vers l'ostiole (fig. 10, b). Chaque thyriothèque en renferme un assez grand nombre.

Asques.

Les asques jeunes sont nettement claviformes. Plus tard ils deviennent cylindracés à fusoïdes. Ils possèdent un très bref pédicelle et leur paroi est épaissie à l'apex; ils nous semblent présenter une nasse apicale.

La taille des asques varie de 150-180 × 30-50 μ. Chaque asque renferme normalement 8 ascospores disposées en un faisceau (fig. 10, d) mais les asques anormaux à 4 ascospores sur deux rangs sont relativement fréquents (fig. 10, e).

L'expulsion des spores se fait par rupture de la tunique externe dans une région proche de l'apex et élongation de la tunique interne (fig. 10, f).

Ascospores.

Les ascospores sont hyalines, fusoïdes à cylindriques-subvermiformes, munies de 5 cloisons (parfois 4 seulement) transversales; la paroi est légèrement constrictée au niveau des cloisons ce qui donne la forme de tonneaux aux cellules intermédiaires tandis que les cellules terminales sont arrondies à l'extrémité (fig. 10, g).

De longueur très variable, les spores mesurent 70-120 × 11-15 μ.

Taxonomie.

Par ses caractères ce Champignon est une Hémisphériacée. Il est très proche des *Micropeltis* mais les variations de longueur et de cloisonnement des spores le font admettre parmi les *Scolecopeltidium*, genre de Champignons à filaments stériles entre les asques et à spores vermiformes. Il ne paraît correspondre à aucune espèce déjà décrite, nous proposons de le nommer *Scolecopeltidium guineensis* sp. nov.

Scolecopeltidium guineensis sp. nov. — Thyriothèques discoïdes, 900-1.200 μ diam.; croûte superficielle constituée de deux ou trois réseaux superposés de filaments; structure ascoloculaire. Asques naissant sur le pourtour de la thyriothèque, claviformes puis cylindracés ou fusoïdes, bituniqués, 150-180 × 30-50 μ, 8-sporés (souvent 4-sporés). Ascospores hyalines, scolécosporées, 5-septées, 70-120 × 11-15 μ.

A la face inférieure des feuilles du *Lophira alata*. Kigbali, Guinée, Réc. G. Viennot-Bourgin, janv. 1957.

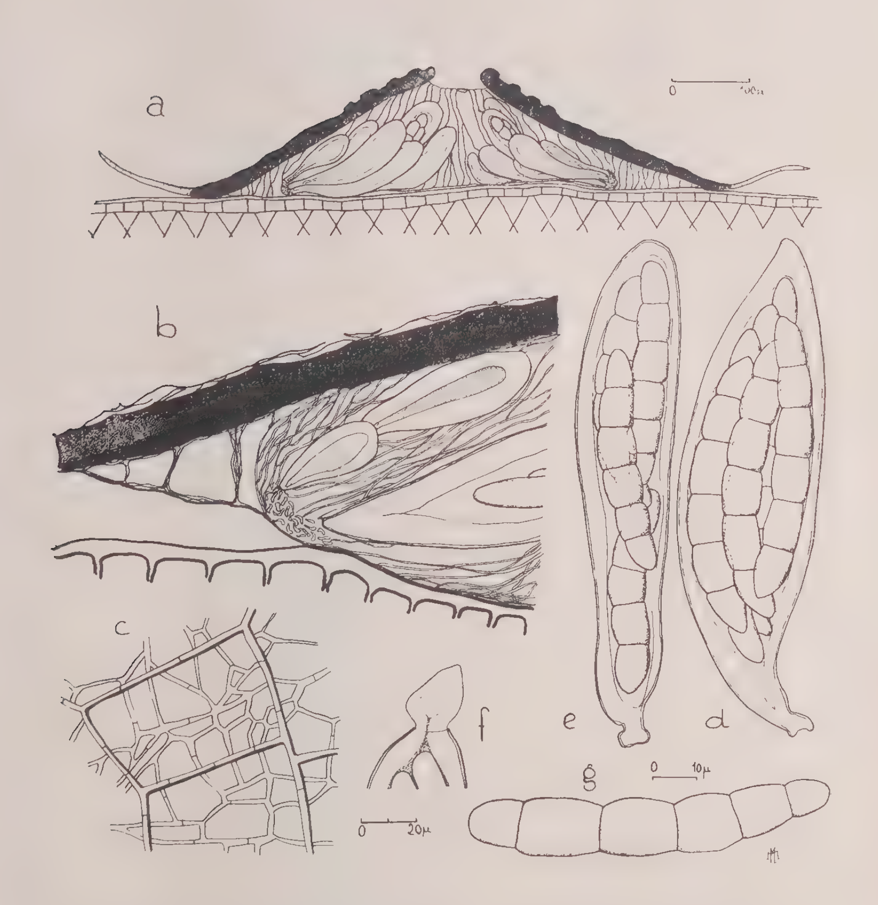


Fig. 10. — *Scolecopeltidium guineensis* sp. nov. — a. Coupe d'une thyriothèque. — b. Détail d'une partie de la coupe précédente mettant en évidence l'hyménium. — c. Vue superficielle d'un fragment de paroi de la thyriothèque. — d. Asque à ascospores disposées en faisceau. — e. Asque anormal à 4 spores disposées sur deux rangs. — f. Expulsion des ascospores par l'apex de l'asque. — g. Ascospore. (Gr. : a : 100 ; b, f : 400 ; g : 600.)

Stomiopeltis lophirae sp. nov.

La face inférieure des feuilles du *Lophira* présente de petites thyriothèques, à peine visibles à l'œil nu, d'une Hémisphériale que l'étude nous permet de rapporter au genre *Stomiopeltis*.

Thyriothèques.

Les thyriothèques sont éparses; elles se détachent facilement de la surface foliaire (fig, 11, a). Elles comprennent une partie externe hyaline ou à peine jaunâtre, à bords irréguliers, formée de filaments lâches, à disposition quadrillée, apprimée sur la feuille. La thyriothèque proprement dite d'un brun caramel, est orbiculaire, conique aplatie munie d'un pore central porté au sommet d'un petit cône particulier (fig. 11, b). Par transparence on distingue la place des asques; l'hyménium est placé à quelque distance du bord de la thyriothèque.

L'ensemble mesure 250 à 350 μ, la thyriothèque proprement dite ayant 180 à 230 μ de diamètre, le pore central 10 à 20 μ.

La paroi de la thyriothèque est typique; c'est sur la bordure que l'on reconnaît son mode de formation (fig. 11, c). Les filaments primaires de 1,5 à 2 μ de diamètre, présents à l'extérieur forment un quadrillage grossier dont certains éléments sont visibles même dans la partie centrale de la fructification. Des ramifications partent de ces filaments et occupent la place libre dans le quadrillage. Ces ramifications se divisent elles-mêmes plusieurs fois, formant des filaments lobés serrés les uns contre les autres, se superposant partiellement si bien que la paroi semble, à faible grossissement composée d'éléments à épaississements méandriformes.

A maturité, le petit cône qui borde le pore central semble tomber.

Asques.

Les asques sont disposés en rosette dans la thyriothèque, leur base tournée vers l'extérieur, les extrémités supérieures convergeant vers le pore central (fig. 11, a).

Chaque fructification renferme un grand nombre d'asques à maturité étagée.

Les asques sont claviformes à fusiformes, arrondis à l'apex mais la partie la plus large est souvent située plus près de la base que du sommet (en raison des compressions réciproques). Ils sont munis d'un pédicelle fréquemment contourné (fig. 11, d).

L'expulsion des ascospores se fait par rupture et rétraction de la tunique externe de l'asque et élongation de la tunique interne (fig. 11, e).

La taille des asques varie de 40-75 × 9-12 μ.

Des filaments stériles sont présents entre les asques.

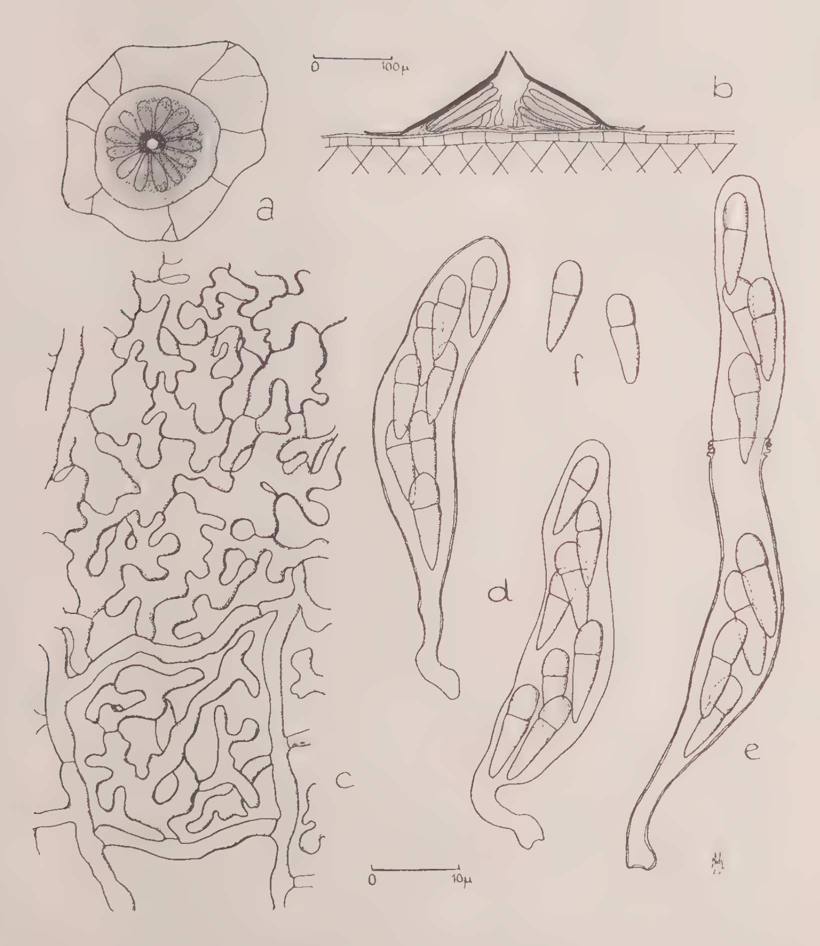


Fig. 11. — *Stomiopeltis lophirae* sp. nov. — a. Thyriothèque vue par la face supérieure. — b. Coupe d'une thyriothèque. — c. Passage de la zone marginale à la partie conique dans la paroi superficielle d'une thyriothèque. — d. Asques. — e. Expulsion des ascospores. — f. Deux ascospores.
(Gr. : a, b : 100; c à f : 1.250.)

Ascospores.

Typiquement bicellulaires, elles comportent une cellule supérieure de petite taille, arrondie au sommet et une cellule inférieure allongée, en pointe à la base (fig. 11, f). Il n'y a pas de constriction au niveau de la cloison.

Chaque asque renferme 8 ascospores normalement disposées sur deux rangs.

Les ascospores, hyalines, mesurent 9-13 × 3 μ.

Taxonomie.

Les caractères de ce Champignon en font une Hémisphériacée; selon Theissen et Sydnow (1917), il correspond à un *Stomiopeltis*. Ce genre a été étudié par Luttrell (1946) et parmi les espèces qu'il décrit, notre Champignon semble très proche du *Stomiopeltis suttoniae* (Mendoza) Luttrell. Les *Lophira* et *Suttonia* étant systématiquement assez éloignés et n'ayant pas examiné d'échantillon du *S. suttoniae*, il nous paraît préférable de créer pour le Champignon étudié une espèce nouvelle que nous nommons *Stomiopeltis lophirae*.

Stomiopeltis lophirae sp. nov. — Thyriothèques éparses, brun caramel, orbiculaires, entourées de filaments lâches, à ostiole portée au sommet d'un petit cône, 180-230 μ diam.; croûte formée de filaments disposés en quadrillage avec filaments de remplissage lobés méandriformes. Asques nés sur le pourtour de la thyriothèque, claviformes à fusiformes, bituniqués, 40-75 × 9-12 μ. Eléments stériles présents entre les asques. Ascospores hyalodidymées, 9-13 × 3 μ.

A la face inférieure des feuilles du *Lophira alata*. Kigbali, Guinée. Réc. G. Viennot-Bourgin, janv. 1957.

CONCLUSIONS

Cette première contribution à l'étude des Champignons foliicoles du *Lophira alata* Banks de Guinée fait ressortir tout l'intérêt d'un examen minutieux des récoltes. Le *Glomerella cingulata*, le *Parodiopsis lophirae* et le *Lembosia polyspora* auraient sans doute seuls attiré l'attention dans une observation rapide. Le passage méthodique de chaque feuille sous le microscope stéréoscopique met en évidence un bien plus grand nombre d'espèces fongiques et en particulier des espèces de petite taille.

Parmi les données d'ordre général que nous avons mentionnées figurent notamment :

la comparaison des parois des thyriothèques chez diverses Hémisphériales et en particulier l'étude de la paroi très fragile d'un *Microthyriella;*

l'observation de beaux exemples de parasitisme du mycélium de *Parodiopsis* par celui du *Septonema* ainsi que la pénétration des suçoirs de *Lembosia* dans les cellules du *Lophira;*

— les difficultés à fonder une systématique correcte des Hyphomycètes strictement sur le mode de formation des spores, deux modes différents pouvant coexister chez le *Parodiopsis lophirae* et aboutissant aux mêmes spores;

— la parenté systématique étroite des *Parodiopsis* et *Chevalieropsis* ainsi que le rapprochement possible avec les *Venturia;*

— la caducité du genre *Lembosiella* Sacc. qui ne repose que sur le faux caractère polysporé des asques du *Lembosia polyspora* Pat.

BIBLIOGRAPHIE

Arnaud G. — Mycologie concrète : Genera II. *Bull. Soc. Mycol. Fr.*, t. LXIX, fasc. 3, p. 265-306, 1953.

Arnaud G. — Les Astérinées. Thèse Fac. Sci. Paris, 288 p., 53 pl., 1918.

Batista A. C. — Monografia dos fungos Micropeltaceae. *Inst. Micol., Univ. Recife,* Publ. n° 56, 519 p., 1959.

Hansford C. G. — The foliicolous Ascomycetes, their parasites and associated fungi. *Mycological Papers* n° 15, 240 p., 1946.

Hansford C. G. — Contributions towards the fungus flora of Uganda. III. Some Uganda Ascomycetes. *Proc. Linn. Soc. London,* t. CLIII, fasc. 1, p. 4-91, 1940-1941.

Hansford C. G. — Contributions towards the fungus flora of Uganda. *Proc. Linn. Soc. Lond.,* t. CLV, p. 46, 1943.

Hughes S. J. — Some foliicolous Hyphomycetes. *Canad. Journ. Bot.,* t. XXXI, p. 560-576, 1953.

Hughes S. J. — *Septonema secedens* Corda. *The Naturalist,* p. 173-176, 1951.

Hughes S. J. — Four species of *Septonema. The Naturalist,* p. 7-12, 1952.

Hughes S. J. — Revisiones Hyphomycetum aliquot cum appendice de nominibus rejiciendis. *Canad. J. Bot.,* t. XXXVI, p. 727-836, 1958.

Hughes S. J. — Fungi from the Gold Coast. II. *Mycological papers,* n° 50, 104 p., 1953.

Jenkins A. E. et Bitancourt A. A. — Revised descriptions of the genera *Elsinoë* and *Sphaceloma. Mycologia,* t. XXXIII, fasc. 3, p. 338-340, 1941.

Luttrell E. S. — The genus *Stomiopeltis* (Hemisphaeriaceae). *Mycologia,* t. XXXVIII, p. 565-586, 1946.

Moreau C. et M. — Ascomycètes de Côte-d'Ivoire. I. *Chevalieropsis ctenotricha* (Pat. et Har.) Arn. *Rev. de Mycol.,* t. XX, Suppl. col. n° 1, p. 48-55, 1955.

Müller E. et von Arx J. A. — Einige Aspekte zur Systematik pseudosphärialer Ascomyceten. *Ber. Schweiz. Bot. Gesellsch.,* t. LX, p. 329-397, 1950.

Patouillard N. — Contributions à l'étude des Champignons extraeuropéens. *Bull. Soc. Mycol. Fr.,* t. III, p. 119-131, Pl. IX-XI, 1887.

Petrak F. et Deighton F. C. — Beiträge zur Pilzflora von Sierra Leone. *Sydowia,* t. VI, fasc. 5-6, p. 309-322, 1952.

Saccardo P. A. — Sylloge fungorum, t. IX, 1141 p., 1891.
Sydow H. — Novae fungorum species. XXV. *Ann. Mycol.*, t. XXXV, p. 244-286, 1937.
Theissen F. — *Lembosia* Studien. *Ann. Mycol.*, t. XI, p. 425-467, Pl. XX, 1913.
Theissen F. et Sydow H. — Synoptische Tafeln. *Ann. Mycol.*, t. XV, fasc. 6, p. 389-491, 1917.
Viennot-Bourgin G. — Etude de Micromycètes parasites récoltés en Guinée. *Ann. Inst. Nat. Agron.*, t. XLV, p. 1-91, 1959.

(Laboratoire de Cryptogamie,
Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris.)

Champignons foliicoles de Guinée. II.

Ascomycètes à organisation fruste

Par Claude et Mireille MOREAU.

■

Un mycélium rudimentaire, des asques épars, nus, à paroi épaisse, formés sur des hyphes ascogènes étroitement spécialisées, sans autre protection que le substratum au dépens duquel ils se développent, voilà bien des Champignons à organisation fruste qui ne paraissent pouvoir s'intégrer à aucun ordre jusqu'alors établi.

Ce sont quatre représentants de ce groupe que nous avons trouvés sur des feuilles d'un *Lophira alata* Banks (Ochnacée)recueillies en Guinée en janvier 1957 par G. Viennot-Bourgin. De telles feuilles présentent un nombre important de parasites, eux-mêmes hyperparasités (*Parodiopsis, Sphaceloma, Septonema, Lembosia,* etc...) dont l'étude a été faite par ailleurs (Moreau, 1959).

L'examen au microscope stéréoscopique de la face inférieure de ces feuilles a révélé l'existence de petits coussinets orbiculaires épars, subhyalins, gris clair ou noirâtres. Il s'agit de débris organiques divers, excréta d'insectes, cadavres de cochenilles, constituant des lames minces dans la masse de la plupart desquelles on reconnaît, surtout après coloration au bleu coton, des asques globuleux renfermant des spores hyalines bicellulaires.

Nous avions d'abord pensé qu'il s'agissait d'un seul Champignon à des stades variés de maturité mais les différences résultant d'une étude plus approfondie nous ont amenés à reconnaître trois espèces distinctes.

Le rapprochement de ces Champignons et des Plectomycètes d'une part, des Myriangiales d'autre part, nous invite à leur accorder le nom générique de *Plectomyriangium.*

Nous avons en outre rencontré un exemplaire d'un autre Ascomycète fruste à asques nettement claviformes, différent des précédents et pour lequel nous proposons le nom générique de *Gymnoascopsis* en raison de sa parenté d'aspect avec les *Gymnoascus.*

Plectomyriangium Arnaudii sp. nov.

Ascothecium.

Ce Champignon revêt l'aspect de petits coussins orbiculaires gris clair, épars à la face inférieure des feuilles du *Lophira*. De 350 μ de diamètre, ils comprennent de nombreux débris jaunâtres, des cristaux variés (fientes d'acariens?) et quelques asques mûrs dont les spores sont vivement colorées par le bleu coton (fig. 1, c). A un plus fort grossissement on constate que les asques sont en liaison avec des filaments ascogènes hyalins, de 3 à 5 μ de diamètre, ramifiés, contournés, à cloisons assez nombreuses (fig. 1, d); en outre des asques vides et de jeunes asques sont présents.

En coupe, ce Champignon se présente comme un coussinet de 50 μ d'épaisseur environ qui semble posé sur l'épiderme foliaire (fig. 1, a), les asques sont dressés en une rangée dans une masse de consistance mucilagineuse dont le revêtement est constitué par des débris et cristaux. Les asques vides sont particulièrement nombreux. L'hypothecium est peu net et n'est peut-être formé que par les filaments ascogènes.

Asques.

Ils sont portés par des filaments souvent très ramifiés et munis de plusieurs anses latérales successives (fig. 1, h). L'asque jeune comporte un crochet dangeardien typique et un pédicelle contourné. L'asque âgé est subglobuleux de 40 à 50 μ de diamètre (fig. 1, e); son pédicelle est parfois difficile à discerner.

La paroi des asques est épaisse, surtout au sommet. Les asques mûrs font saillie à la surface, à travers les débris qui les recouvrent quand ils sont jeunes. Au moment de l'expulsion des spores, la tunique externe se brise vers le sommet et la tunique interne s'allonge (fig. 1, g); les spores sont ainsi émises directement à l'extérieur. Les débris de tuniques externes rétractées demeurant présents entre les jeunes asques.

Ascospores.

Chaque asque renferme 8 ascospores d'abord serrées en bouquets puis disposées souvent sans ordre, anarchiquement dans l'asque. Hyalines, bicellulaires, elles présentent une légère constriction au niveau de la cloison médiane (fig. 1, f), la cellule supérieure est arrondie, plus large et moins longue que la cellule inférieure, celle-ci est en pointe très émoussée.

La taille des ascospores varie de 23-27 × 9-11 μ.

Nous dédions cette espèce très particulière d'Ascomycète à G. Arnaud dont les travaux sont un des fondements de la systématique de ces Champignons.

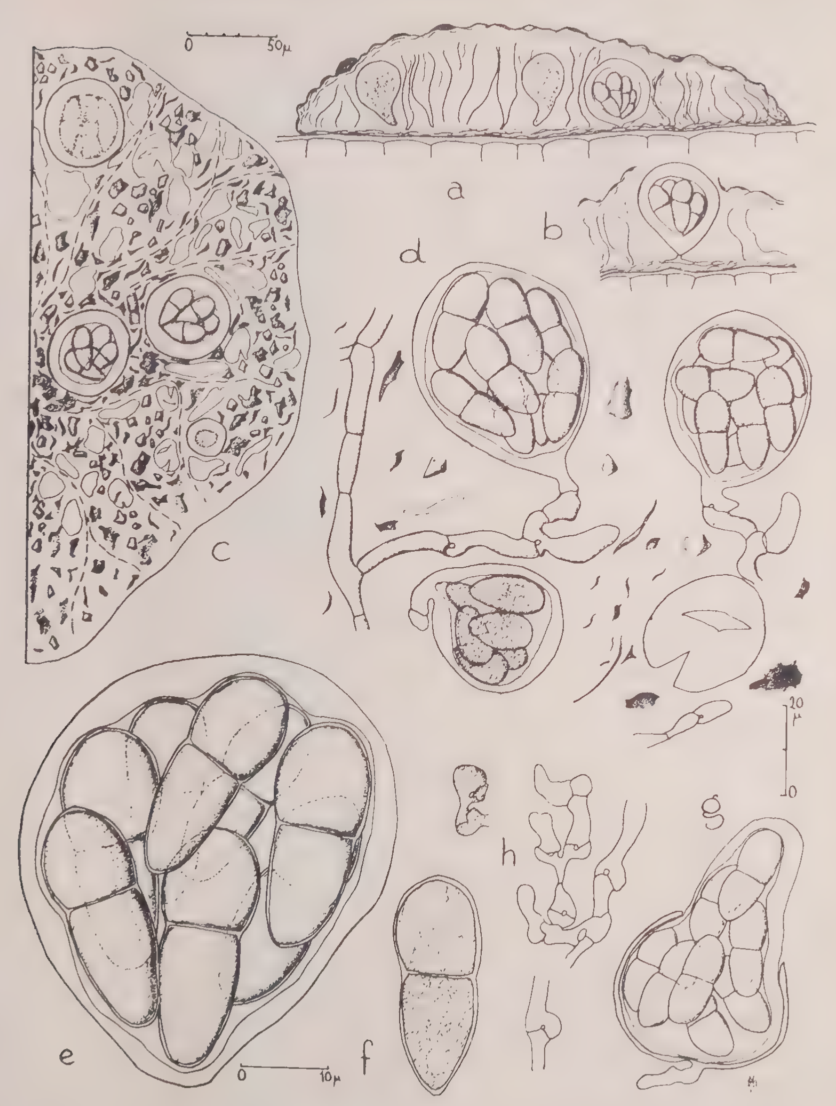


Fig. 1. — *Plectomyriangium Arnaudii* sp. nov. *a*) Coupe d'un coussin; *b*) Asque faisant saillie à l'extérieur; *c*) Moitié d'un coussin vu d'en haut; *d*) Détail de l'organisation du Champignon : hyphes ascogènes, asques jeunes, adultes et vétustes; *e*) Asque; *f*) Ascospore; *g*) Expulsion des spores; *h*) Filaments ascogènes avec anses latérales.

(Gr. : *a*, *c* : 230; *d*, *g*, *h* : 450; *e*, *f* : 1 200.)

Plectomyriangium Arnaudii sp. nov. — Coussins orbiculaires de 350 μ diam., 50 μ épaisseur, formés de débris jaunâtres et cristaux au milieu desquels se développent des hyphes ascogènes à nombreuses anses latérales. Asques subglobuleux 40-50 μ diam., pédicelle contourné, bituniqués. Ascospores hyalines, bicellulaires 23-27 × 9-11 μ.

Dans des fientes d'Acariens (?) à la face inférieure de feuilles de *Lophira alata* — Guinée. Réc. G. Viennot-Bourgin, janvier 1957.

Plectomyriangium hyalinum sp. nov.

Ascothecium.

Les quelques échantillons que nous avons pu examiner se réduisaient à des disques subhyalins, de 20 à 35 μ d'épaisseur de 500 à 700 μ de diamètre, présentant une masse centrale plus ou moins stérile, d'aspect mucilagineux, un peu jaunâtre (peut-être fragments décomposés d'un cadavre de cochenille) et une frange plus claire, de 200 μ de large dans laquelle on reconnaît une structure filamenteuse et de nombreux asques globuleux (fig. 2, b).

L'examen à un fort grossissement permet de distinguer divers asques mûrs et de fort nombreux jeunes asques portés par des filaments ascogènes de 1 à 2 μ de diamètre. Ces éléments, riches en protoplasme, se colorent fort bien au bleu coton. En outre, on observe un fin chevelu de mycélium lâche dont les hyphes n'atteignent pas 0,5 μ de diamètre constituant un entrelacs irrégulier à disposition d'ensemble rayonnante (fig. 2, c).

En coupe, on voit les asques disposés sans ordre, côte à côte, à des stades variés de maturité, selon la frange fertile de l'ascothecium (fig. 2, a).

Asques.

Ils sont portés par des hyphes à anses latérales particulièrement nettes (fig. 2, f). La partie sporifère est globuleuse, de 18-25 μ de diamètre tandis qu'à la base on trouve un pédicelle contourné de 8-15 × 1-2 μ terminé par un typique crochet dangeardien.

La paroi de l'asque est très épaisse. Lors de l'expulsion des spores, la tunique externe rigide est brisée dans sa partie apicale et la tunique interne fait saillie (fig. 2, d). Les spores sortent ensuite simplement en faisant éruption à la surface de l'entrelacs mycélien (fig. 2, a).

Ascospores.

Chaque asque renferme 8 ascospores bicellulaires, hyalines. Souvent disposées en bouquet dans l'asque, elles prennent un ordre anarchique au moment de l'extension et se présentent alors dans des sens variés. Chaque ascospore comporte une cellule supérieure, plus ou moins arrondie et une cellule basale allongée et légèrement en pointe

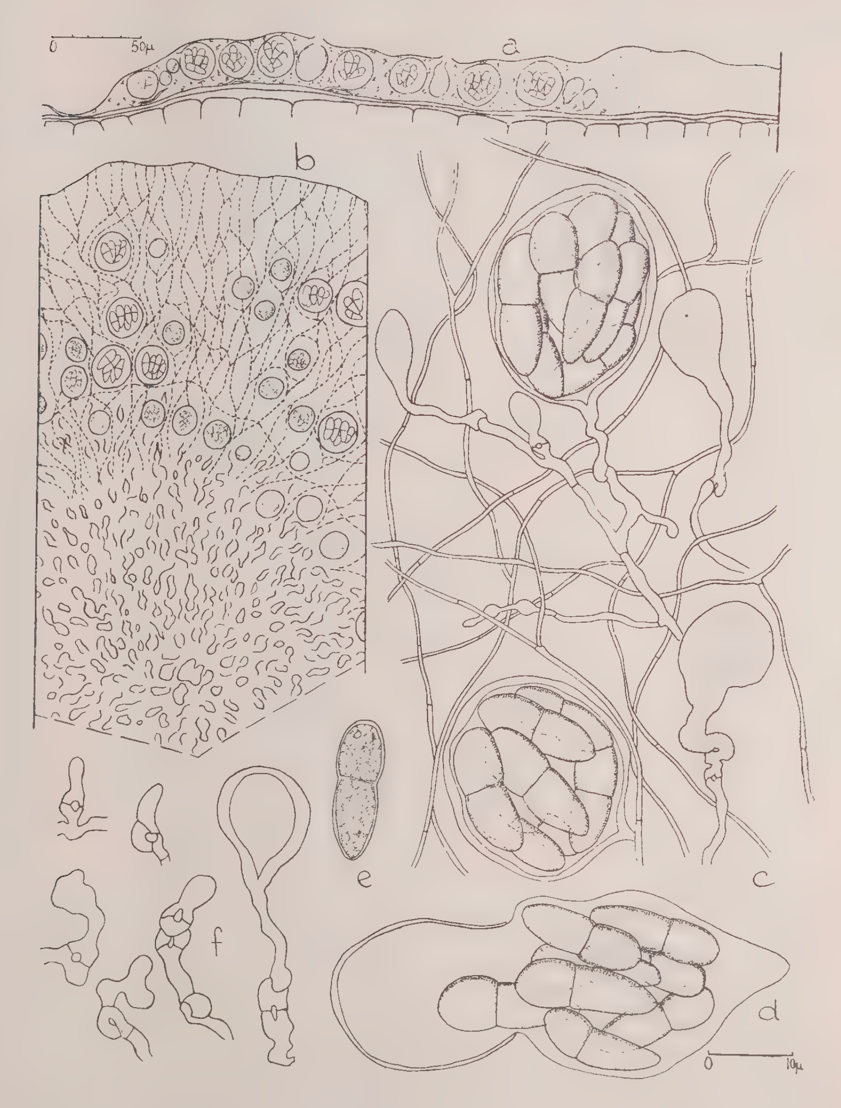


Fig. 2. — *Plectomyriangium hyalinum* sp. nov. *a*) Coupe d'un disque fructifère; *b*) Fragment de disque vu d'en haut; *c*) Détail de l'organisation du Champignon : fin mycélium stérile, hyphes ascogènes, asques jeunes et adultes; *d*) Expulsion des spores; *e*) Ascospore; *f*) Hyphes ascogènes et jeune asque.

(Gr. : *a* : 230; *b* : 450; *c*, *f* : 1 200.)

Une légère constriction est visible au niveau de la cloison médiane (fig. 2, e).

La taille des ascospores varie de 12-15 × 4-5 μ.

Plectomyriangium hyalinum sp. nov. — Disques subhyalins 500-700 μ diam., 20-35 μ épaisseur. Fin mycélium (0,5 μ diam.) et filaments ascogènes à nombreuses anses latérales. Asques globuleux 18-25 μ diam., pédicelle contourné, bituniqués. Ascospores hyalines, bicellulaires, 12-15 × 4-5 μ.

Sur cadavre décomposé de cochenille (?) à la face inférieure de feuilles de *Lophira alata*. Guinée. Réc. G. Viennot-Bourgin, janvier 1957.

Plectomyriangium atrum sp. nov.

Ascothecium.

Les échantillons que nous avons examinés se présentent sous forme de disques noirâtres de 200 μ de diamètre, à bords irréguliers, constitués par des amas d'asques à stades variés de maturité entremêlés de formations mycéliennes hyalines puis fuligineuses et de quelques éléments extérieurs au Champignon, débris organiques variés (fig. 3, a).

Les filaments mycéliens, de 2 à 4 μ de diamètre, présentent par place des expansions tuberculiformes plus ou moins complexes, de couleur brune, légèrement plus claires à l'apex (fig. 3, b).

Asques.

Jeunes, ils apparaissent globuleux. Plus tard ils sont légèrement claviformes. Le pédicelle, de faible taille, est contourné; les éléments interthéciaux empêchent normalement de le voir.

La paroi de l'asque est épaisse et la sortie des spores se fait par le classique mode « Jack in box » (fig. 3, e).

La taille de la partie sporifère des asques varie de 15-25 × 13-18 μ.

Ascospores.

Au nombre de 8 par asque, disposées plus ou moins sur 2 rangs, elles sont bicellulaires, hyalines. Dans le jeune âge elles sont claviformes, unicellulaires (fig. 3, c), la cloison médiane apparaît séparant une cellule supérieure arrondie et une cellule inférieure cylindracé-conique (fig. 3, d).

La taille des ascospores est de 10-12 × 4 μ.

Plectomyriangium atrum sp. nov. — Disques noirâtres, 200 μ diam. Mycélium avec expansions tuberculiformes brunes. Asques globuleux puis claviformes 15-25 × 13-18 μ. Ascospores hyalines, bicellulaires, 10-12 × 4 μ.

A la face inférieure de feuilles de *Lophira alata*. Guinée. Réc. G. Viennot-Bourgin, janvier 1957.

Nous considérons que des liens unissent ces trois Champignons : *Plectomyriangium Arnaudii, P. hyalinum* et *P. atrum*, c'est pourquoi nous les groupons dans le même genre *Plectomyriangium*.

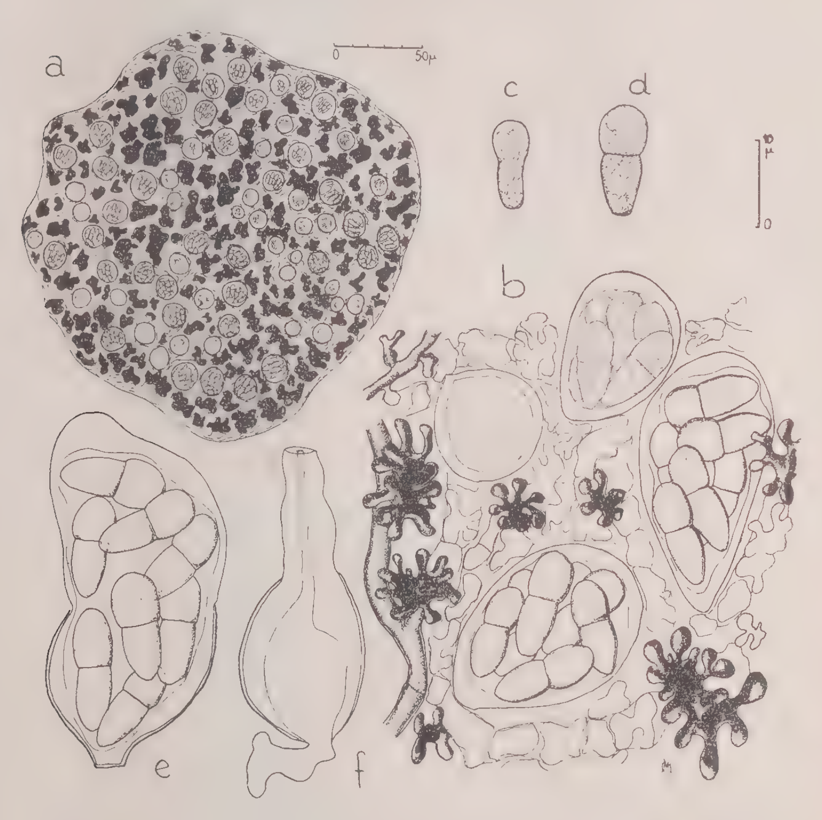


Fig. 3. — *Plectomyriangium atrum* sp. nov. *a*) Vue d'ensemble d'un disque fructifère; *b*) Détail de l'organisation du Champignon : Mycélium avec expansions tuberculiformes, débris variés, asques à divers stades de maturité; *c*) Jeune ascospore; *d*) Ascospore mûre; *e*) Expulsion des spores; *f*) Asque après la sortie des spores.

(Gr. : *a* : 230; *b*, *f* : 1 200.)

Plectomyriangium gen. nov. — Ascomycètes à organisation fruste se développant aux dépens de fientes, cadavres, etc... de petits animaux à la surface des feuilles, épousant la forme de ces substrats, c'est-à-dire généralement en coussinets orbiculaires. Les asques se développent sans aucune protection, si ce n'est celle du substratum. Globuleux ou subglobuleux, ils sont portés par des hyphes ascogènes à anses latérales nombreuses; typiquement bituniqués, sans appareil apical complexe, ils expulsent leurs spores par le mode « Jack in box ». Les ascospores sont hyalodidymées.

Un tableau facilite la distinction entre les 3 espèces :

	Ascothecium	Asques (p. sp.)	Ascospores
Plectomyriangium Arnaudii	350 μ Asques épars au milieu de quelques hyphes ascogènes.	40-50 μ	23-27 × 9-11 μ
Plectomyriangium hyalinum	500-700 μ Asques portés par de grosses hyphes ascogènes entremêlées de fins filaments mycéliens.	18-25 μ	12-15 × 4-5 μ
Plectomyriangium atrum	200 μ Asques entremêlés de gros filaments plus ou moins colorés, munis d'expansions tuberculiformes.	15-25 μ × 13-18 μ	10-12 × 4 μ

Certaines analogies existent entre les *Plectomyriangium* et les Atichiales, notamment celles du genre *Seuratia*.

Gymnoascopsis Viennotii sp. nov.

A la face inférieure d'une feuille de *Lophira* nous avons trouvé une seule colonie d'un Ascomycète à organisation simple : au milieu de filaments mycéliens cloisonnés contournés et ramifiés, on observe une centaine d'asques. Le tout constitue un petit coussinet de 200 μ de diamètre totalement dépourvu de paroi protectrice (fig. 4, a).

L'examen de ce Champignon est rendu difficile par le fait qu'il ne prend la coloration ni au bleu coton ni à l'Iode. Le peu de matériel dont nous disposions ne nous a pas permis d'expérimenter d'autres colorations.

Mycélium.

Les hyphes mycéliennes de 1 à 2 μ de diamètre et les hyphes donnant naissance aux asques sont confondues : certaines ramifications demeurent stériles et se terminent alors souvent par deux courts rameaux uncinés; d'autres portent des bouquets d'asques. Souvent les filaments stériles s'enroulent autour des jeunes asques à la manière d'anthéridies entourant un ascogone (fig. 4, b).

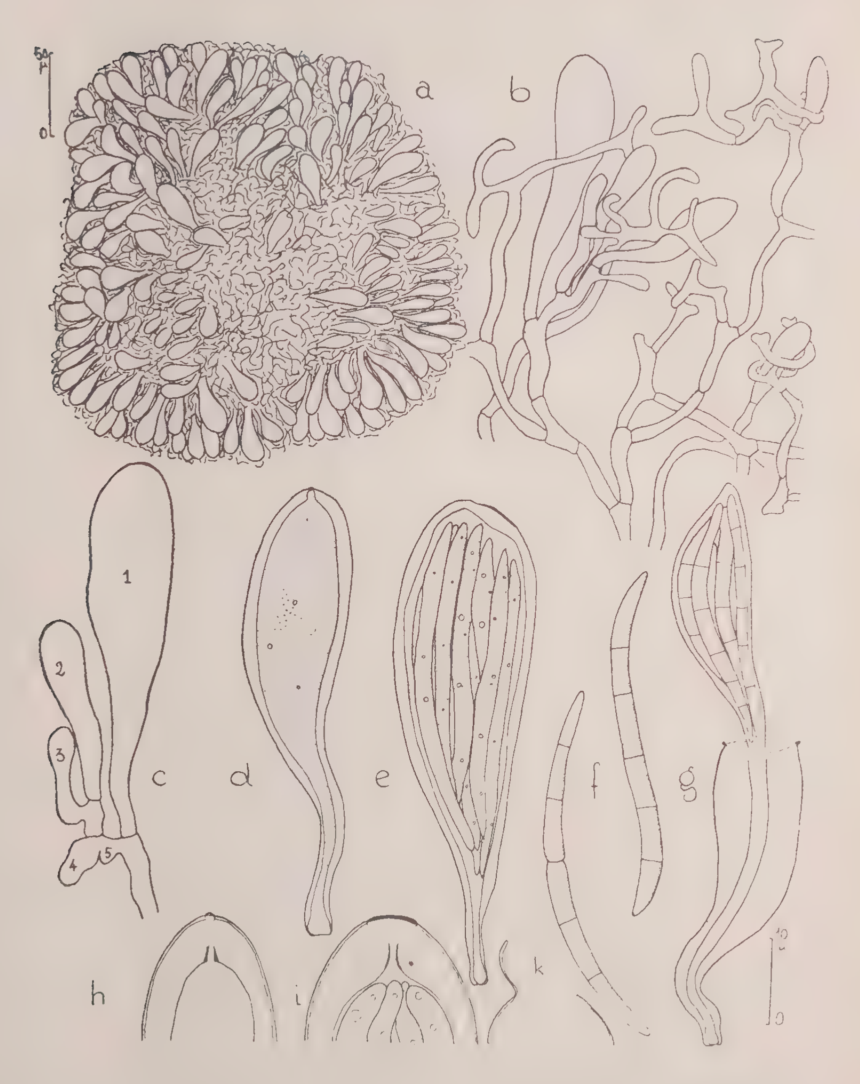


Fig. 4. — *Gymnoascopsis Viennotii* sp. nov. *a*) Vue d'ensemble du Champignon; *b*) Asques entremêlés de filaments; *c*) Formation des asques (dangeardies aporhynques); *d*) Jeune asque; *e*) Asque; *f*) Ascospores; *g*) Expulsion des ascospores; *h*) Appareil apical d'un asque jeune; *i*) Appareil apical d'un asque âgé; *k*) Calotte ouverte d'un asque vide.

Gr. : *a* : 230; *b*, *g* : 1 200; *h*, *k* : schématique.)

Asques

Leur mode de formation est bien typique : un asque est formé à l'extrémité d'un filament, il grossit et une cloison l'isole; juste sous la cloison, un nouvel asque se forme qui s'isole à son tour et ainsi de suite (fig. 4, c). Une telle formation par bourgeonnement en cyme scorpoïde en l'absence de crochet dangeardien, est typique des Champignons à « dangeardies aporhynques », tels que Chadefaud (1953) en décrit chez quelques Discomycètes.

Les asques sont claviformes, à pédicelle assez gros, de 50-65 × 12-15 μ (fig. 4, d, e). Leur paroi est épaisse et comporte nettement deux tuniques. Dans la région apicale, on reconnaît un épais bourrelet sous-apical et un fin canal épaissi sur les bords, aboutissant à une calotte (fig. 4, h) ; dans les asques plus âgés la calotte est plus étendue (fig. 4, l). Nous avons observé des asques vides dont la calotte était ouverte à la manière d'un opercule (fig. 4, k).

L'expulsion des spores se fait selon le type « Jack in box » (fig. 4, g).

Ascospores.

Chaque asque renferme 8 ascospores hyalines ou à peine jaunâtres, allongées parallèlement les unes aux autres et demeurant longtemps sans cloison (fig. 4, e). Plus tard, l'ascospore est vermiforme à fusoïde (fig. 4, f) munie de 5 cloisons transversales avec une légère constriction au niveau de la cloison centrale, la première formée.

La taille des ascospores varie de 38-45 × 2 μ.

Ce Champignon paraît avoir des affinités avec les *Gymnoascus* : son aspect général et notamment l'existence de filaments bifurqués à l'extrémité, la naissance d'asques par bourgeonnement l'en rapprochent. Les caractères de l'asque et les ascospores l'en éloignent et justifient la création du genre nouveau *Gymnoascopsis.*

Gymnoascopsis gen. nov. — Fructifications en coussinets. Asques se développant sans protection au milieu d'hyphes ramifiées, souvent uncinées. Asques nés en cymes scorpioïdes, sans crochet dangeardien, bituniqués, à appareil apical visible, expulsant leurs spores par le mode « Jack in box ». Ascospores scolécosporées.

Gymnoascopsis Viennotii sp. nov. — Coussinets hyalins 200 μ diam. Asques claviformes, à pédicelle épais, 50-65 × 12-15 μ. Ascospores vermiformes à fusiformes, pentaseptées, 38-45 × 2 μ.

Les *Plectomyriangium* et *Gymnoascopsis* ont en commun leur organisation fruste; par l'absence de protection des asques, ce sont des « Plectomycètes ». Tandis que les Gymnoascales et autres Plectomycètes connus sont, comme les Ascohyméniales, des « Unituniqués », nous avons là des « Bituniqués » au même titre que les Ascoloculaires.

Tandis que les *Plectomyriangium* ont un appareil apical fruste et des dangeardies pleurorhynques comme la plupart des Bituniqués lagynocarpes, les *Gymnoascopsis* ont un appareil apical net et des dangeardies aporhynques comme quelques Bituniqués discocarpes. Faut-il voir là des affinités naturelles ou des formes de convergence?

L'examen de nouveau matériel serait bien intéressant. Il s'agit là d'un biotope qui ne semble pas avoir jusqu'alors été exploré; peut-être apportera-t-il de nouveaux éléments dignes d'intérêts.

BIBLIOGRAPHIE

Chadefaud M. — Les hyphes à anses latérales des Eumycètes et les affinités floridéennes de ces Champignons. *Oesterr. Bot. Zeitschr.*, t. C, fasc. 4-5, p.515-532, 1953.

Moreau C. et M. — Champignons foliicoles de Guinée I. Ascomycètes du *Lophira alata* Banks et leurs parasites. *Rev. de Mycol.*, t. XXIV, fasc. 4, p. 324-348, 1959.

(*Laboratoire de Cryptogamie, Muséum National d'Histoire naturelle, Paris.*)

Ascomycètes de Côte d'Ivoire. V.

Trois Astérinées du Strophanthus sarmentosus D C

Par Claude MOREAU.

■

Poursuivant l'examen des récoltes effectuées par M. G. Viennot-Bourgin en Côte d'Ivoire, en septembre 1951, nous avons remarqué, parmi les spores de l'*Hemileia strophanthi* Rac., la présence de quelques Astérinées :

L'*Asterina strophanti* P. Henn. et le *Schizopeltis gigantosporum* (Hansf.) Batista sur les feuilles *Strophanthus sarmentosus* DC à Bingerville.

Un *Schiffnerula,* abondant sur les feuilles de la même plante, à Adiopodoumé.

Asterina strophanthi P. Henn.

Décrit par Hennings en 1905 sur feuilles de *Strophanthus hispidus* à Lomé (Togo), cette espèce est sans doute assez répandue : Müller (1952) l'a en effet observée sur feuilles de *Strophanthus welwitschi* recueillies par Hess en Angola; la récolte de M. G. Viennot-Bourgin sur une autre espèce de *Strophanthus* et dans une autre région d'Afrique n'en est que plus intéressante.

Les filaments fuligineux de ce Champignon circulent tant à la face supérieure qu'à la face inférieure des feuilles. Ils sont cloisonnés, ramifiés, de 3 à 5 µ de diamètre, et portent çà et là des hyphopodies capitées (stigmopodies) de 7-10 × 4-12 µ, bicellulaires et dont la cellule terminale est toruleuse, à profondes découpures, sans forme nettement définie (fig. 1, a).

Les ascostromas épiphylles ou hypophylles ont une structure radiaire très nette (fig. 1, b) et l'on distingue aisément les hyphes mycéliennes qui en constituent la paroi externe. Discoïdes, ils ont 70 à 120 µ de diamètre; l'ostiole centrale, de 5 à 15 µ, laisse parfois voir le contour des asques. Ceux-ci (fig. 1, c) ovoïdes, de 25-40 × 19-23 µ, renferment 8 ascospores. Les ascospores, bicellulaires, sont cons-

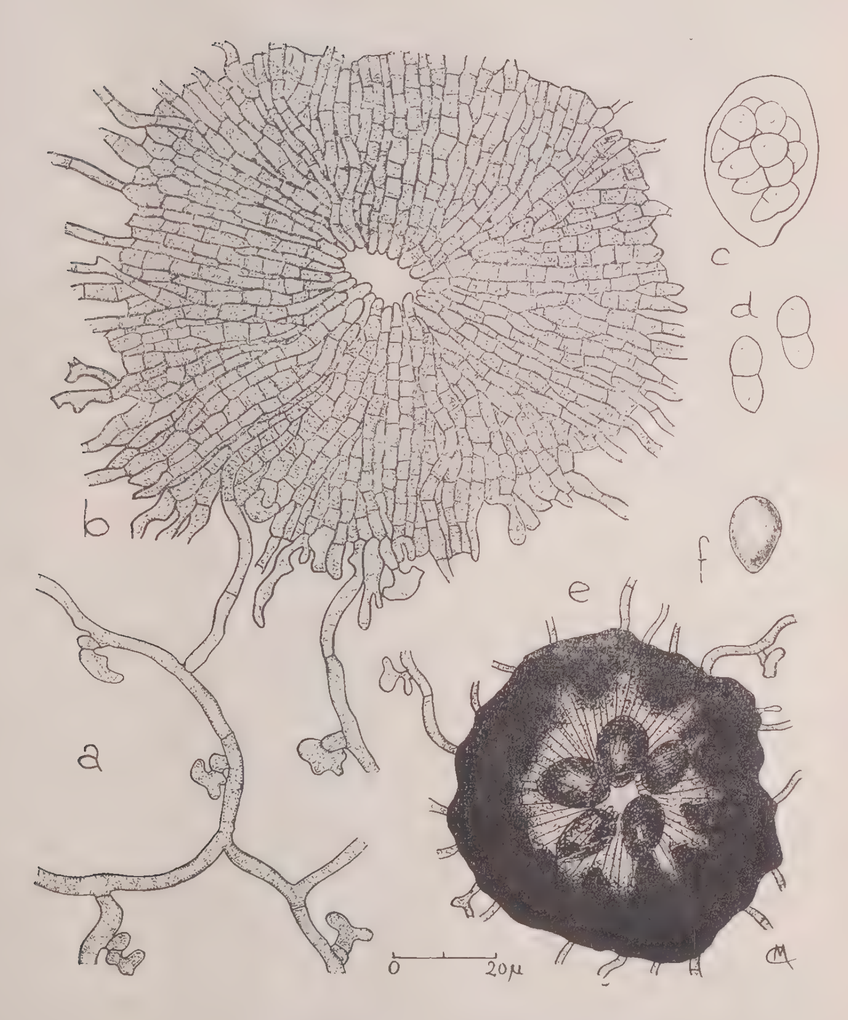


Fig. 1. — *Asterina strophanthi* P. Henn. *a*) Mycélium avec stigmopodies; *b*) Ascostroma; *c*) Asque; *d*) Ascospores immatures; *e*) Pycnide; *f*) Pycnospore. Gr. : 700.

trictées au niveau de la cloison, arrondies ou légèrement apiculées aux extrémités. Les ascostromas que nous avons observés étaient tous immatures : les ascospores hyalines, de 10-15 × 6-8 μ, possédaient un gros globule réfringent au centre de chaque cellule (fig. 1, d). Selon Hennings, l'ascospore mûre est brun fuligineux et mesure 13-16 × 7-8 μ.

Plus nombreuses que les ascostromas sont les pycnides, épi- ou hypophylles, discoïdes, de 50-70 μ de diamètre, dont la paroi à structure radiaire est brun clair au centre, très foncé sur la marge (fig. 1, e).

Chaque pycnide renferme un petit nombre de spores (3 à 6) attachées par un pédicelle à la partie périphérique de la fructification. Les spores ovoïdes, apiculées à la base, fuligineuses, mesurent 14-20 × 9-13 μ (fig. 1, f). Cette forme pycnosporée correspond à l'*Asterostomella strophanthi* P. Henn.

Le même mycélium entoure ascostromas et pycnides, permettant de rapporter à un même Champignon ces deux formes.

L'*Asterina strophanti* P. Henn. nous paraît bien voisin sinon identique à l'*Asterina Funtumiae* Syd. décrit par Sydow (1938) d'après des échantillons recueillis par Deighton en Sierra Leone sur *Funtumia africana*. Rappelons en effet que les *Strophanthus* et les *Funtumia* sont des plantes systématiquement très proches.

Schizopeltis gigantosporum (Hansf.) Batista

C'est sur les feuilles de *Funtumia elastica* que Hansford (1940) a d'abord récolté ce Champignon en Uganda et l'a décrit sous le nom de *Microthyriella gigantospora*; il l'a ensuite reconnu sur des *Strophanthus* (1942). Batista (1959) l'a rapporté au genre nouveau *Schizopeltis*.

Nous avons noté la présence de rares ascostromas orbiculaires de 400 à 800 μ de diamètre à la face supérieure des feuilles du *Strophanthus sarmentosus*. En coupe, on constate que ces ascostromas en forme de boucliers présentent une région très foncée à la partie supérieure, une zone foncée de faible dimension dans la partie inférieure médiane tandis que le reste est hyalin (fig. 2, a). La couche superficielle est formée d'hyphes entrelacées, brun fuligineux, constituant un réseau aux mailles dont la pigmentation est d'intensité différente (fig. 2, c). Les asques ovoïdes dont les bases ont tendance à converger vers la partie basale médiane de l'ascostroma sont peu nombreux et forment une couche unique. Les asques de nos échantillons sont immatures, la plupart différencient à peine leurs spores. Celles-ci, à disposition fasciculée, sont hyalines, bicellulaires, souvent un peu incurvées, arrondies aux extrémités, à cellule supérieure plus large et moins longue que la cellule inférieure (fig. 2, b). Les plus mûres de nos échantillons mesurent 45-60 × 12-14 μ (selon Hansford,

les ascospores à complète maturité ont 60-85 × 15-17 μ; comme le remarque Arnaud (1930), les inégalités de maturation amènent souvent à des différences importantes entre les dimensions des spores indiquées par divers auteurs chez ces espèces).

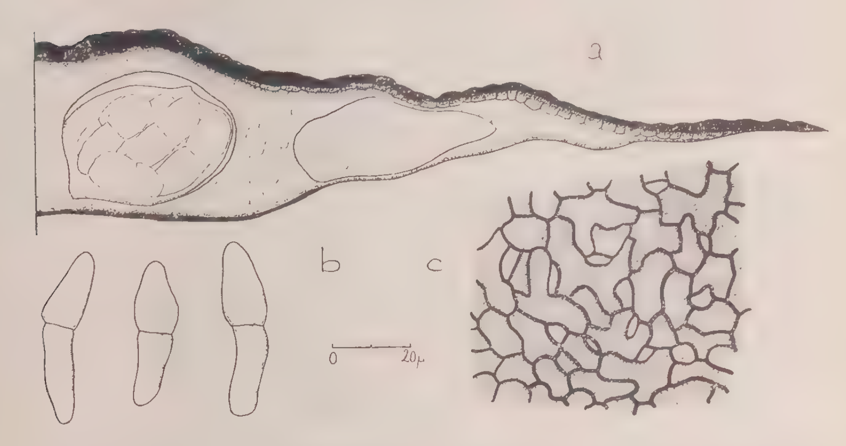


Fig. 2 — *Schizopeltis gigantosporum* (Hansf.) Batista. *a*) Coupe d'une moitié d'ascostroma; *b*) Ascospores immatures; *c*) Vue de la paroi supérieur de l'ascostroma. Gr. : 550.

Schiffnerula sp.

Ce Champignon se développe selon de larges plages à la face inférieure des feuilles de *Strophanthus*. Le mycélium (fig. 3, a), brun fuligineux, de 4 à 9 μ de diamètre, est très riche en cloisons; il porte latéralement de nombreuses hyphopodies, hémisphériques, de 5-7 × 6-9 μ, disposées sans ordre apparent. Divers filaments se terminent par des formations subsphériques, noires, à cloisons nombreuses, de 15 à 30 μ de diamètre (fig. 3, b), correspondant à des spores du type *Sarcinella* et que Arnaud (1918) rapproche des bulbilles de *Melanospora*.

En outre, sans qu'il soit possible d'établir leur mode de formation, on trouve éparses au sein du mycélium des spores (fig. 3, c), d'abord nettement en forme de croissant, pointues aux extrémités, triseptées, sans constriction au niveau des cloisons, aux deux cellules médianes brunes et deux cellules apicales hyalines; avec l'âge, les cellules apicales ont tendance à se dessécher, à devenir flasques, tandis que la constriction devient plus marquée au niveau de la cloison médiane. Nous avons noté une spore anormale dont les deux cellules apicales

étaient incurvées en sens inverse. La taille de ces spores varie de 30-36 × 6-9 μ.

Il s'agit là de formes imparfaites semblables à celles que l'on rencontre chez les *Schiffnerula* von Höhn. (= *Questiera* Arn.).

Nous n'avons observé aucune forme ascosporée; c'est pourquoi, comme Hughes (1952) qui semble avoir éprouvé les mêmes difficultés dans l'échantillon qu'il a récolté en Gold Coast, nous nous contenterons de mentionner ce Champignon sous le nom de *Schiffnerula* sp.



Fig. 3. — *Schiffnerula* sp. *a*) Mycélium avec hyphopodies; *b*) fructifications du type *Sarcinella; c*) Spores. Gr. 700.

BIBLIOGRAPHIE

Arnaud G. — Les Astérinées, 288 p., 53 pl., *Thèse Fac. Sci. Paris,* novembre 1918.

Arnaud G. — Les Astérinées V. (Etude sur les Champignons parasites : Caliciacées, Hémisphériacées, etc...). *Ann. Epiphyties,* t. XVI, fasc. 5, p. 235-302, 14 pl., 1930.

Batista A. C. — Monografia dos fungos Micropeltaceae. *Inst. Micol., Univ. Recife,* Publ. n° 56, 519 p., 1959.

Hansford C. G. — Contributions toward the fungus flora of Uganda. III. Some Uganda Ascomycetes. *Proc. Linn. Soc. Lond.,* t. CLIII, p. 4-52, 1940.

Hansford C. G. — Host list of the parasitic fungi of Uganda. *The East Afr. Agric.* J., 16 p., 1943.

Hennings P. — Fungi Camerunenses. IV. *Engl. Jahrl.,* t. XXXVIII, p. 119-129, 1905.

Hughes S. J. — Fungi from the Gold Coast. I. *Mycological Papers,* n° 48, 91 p., février 1952.

Müller E. — Ein neuer afrikanischer Ascomycet : *Micropeltis Strophanthi. Ber. Schweiz. Bot. Gesellsch.,* t. LXII p. 104-105, 1952.

Sydow H. — Novae fungorum species. XXXVI, *Ann. Mycol.,* t. XXXVI, p. 156-197, 1938.

(Laboratoire de Cryptogamie
Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris.)

A suspected virus disease of potato

By B. B. SHARMA and B. N. SAXENA.

■

During a survey of plant diseases in Lucknow, a disease of potato plants, hitherto unrecorded from India, was observed to occur in plants of *Phulwa* variety cultivated in a few fields of paper mill farms in february 1956. While nearly all plants of this potato variety in these fields exhibited the abnormalities in the development of vegetative shoots and tubers described below, plants of other « desi » (*Surkha*) and « hill » (*Military special*) varieties cultivated in the neighbouring fields did not show any symptoms of this disease.

The affected plants were short-statured. The main axis became nodulose due to the enlargement of the nodes. The leaves tended to become chlorotic while their margins rolled inwards. The lateral branches in the axil of leaves were malformed into purple, swollen, elongate to ovoid tuber-like structures measuring 1/4 -- 1 1/2 in. × 1/4 — 2/3 in. These axillary swollen buds or « aerial tubers » bore short leafy shoots or occasionally smaller tuberous buds of a type similar to the parent. Such hypertrophied buds in the foliar axilis have also been recorded by Masters (1869) from England. The entire aerial shoot was subject to such malformations, the branches at the base being more affected than those at the apex. The underground tubers, though produced in great numbers, were reduced in size and dull greyish-brown in colour. These were often observed to be aggregated in small groups around the main axis at the soil surface. Also, occasionally 15-20 small pinkish tubers developed on the underground shoots quite close to one another. Both the type of tubers exhibited no internal discolouration or other symptoms of disease. They measured (1/4)1/2 — 3/4(1,0) inch in diameter and possessed little commercial value, thus involving a serious financial loss to the farmers.

Comparative histological study of the diseased and healthy plants showed that while the periderm on the tubers of the malformed plants was composed of 11-14 tiers of rectangular, flattened cells it was only 6-8 cells thick on the tubers of healthy plants. The « aerial tubers » also showed the presence of 2-3 cells thick periderm like layer external to the undifferentiated cortex. Histological differences observed between the green branch and the purplish « aerial tuber » of the malformed potato plant are summarised below :

TISSUES	GREEN BRANCH	« AERIAL TUBER »
Hypodermis :	*Outer* — 1 to 2 tiers of parenchymatous cells (20-56 μ × 16-50 μ) below the single layer of barrel shaped epidermal cells (20-46 μ × 13-33 μ).	Absent. Outermost layer composed of 2 to 3 tiers of periderm like rectangular cells (29-86 μ × 16-23 μ).
	Inner — 3 to 4 tiers of collenchymatous cells (19-63 μ × 13-50 μ).	
Cortex :	4 to 5 tiers of large parenchymatous cells (39-149 μ × 36-145 μ) with abundant starch grains.	10-20 tiers of comparatively small parenchymatous cells (42-99 μ × 36-86 μ) of nearly uniform size and gorged with starch grains.
Vascular Ring :	Well developed with secondary thickening.	Relatively feeble.
Pith :	Well defined; cells large and parenchymatous (60-195 μ × 26-106 μ).	Undifferentiated from the cortex but cells slightly bigger (62-132 μ × 16-73 μ).
Stomata :	Present in the epidermis.	Absent.

Etiological investigation of the affected plants showed that the above disease was not induced by fungi or bacteria. The characteristic features of the disease, including the production of malformed shoots, purplish aerial tubers in foliar axils, chlorosis and marginal inrolling of leaves, and under-sized tubers on underground shoots, were found to bear a striking resemblance to the syndrome exhibited by potato plants infected with the Californian strain of Aster Yellows Virus in U.S.A. (Kunkel, 1931; Severin and Haasis, 1934; Severin, 1940; Leach and Bishop, 1946; Whitehead *et al.*, 1953; and Smith, 1957), suggesting that the above disease of potato plants may be a similar virus infection. Aster Yellows Virus has not been so far recorded on any host from India. Virus nature of the disease could not be further investigated due to the unavailability of the diseased material in the two subsequent seasons.

ACKNOWLEDGEMENTS

The authors are grateful to Prof. S. N. Das-Gupta, D. Sc. (London) for valuable guidance and critiscism during the course of this investigation. Thanks are also due to Mr. Shamsher Bahadur Singh, Horticulturist and Potato Development Officer, U. P., for supplying helpful information in regard to the potato varieties grown in this region.

REFERENCES

KUNKEL L. O. 1931. — Studies on Aster Yellows in some new host plants. *Contrib. Boyce Thompson Inst.*, **3** : 85-123. (Abstr. *Rev. appl. Mycol.*, 10 : 734 : 1931).

LEACH J. G. and BISHOP C. F. 1946. — Purple top wilt (blue stem) of potatoes. *Bull. W. Va. Agric. Exp. Sta.*, 326 : 35 p. (Abstr. *Rev. appl. Mycol.* 26 : 411-412).

MASTERS M. T. 1869. — Vegetable Teratology. *Ray Society*, 192 Piccadily, London : 420-421.

SEVERIN H. H. P. 1940. — Potato naturally infected with California Aster Yellows. *Phytopath.*, **30** : 1049-1051.

— and HAASIS F. A. 1934. — Transmission of California Aster Yellows to potato by *Cicadula divisa. Hilgardia*, **8** : 329-335. (Abstr. *Rev. appl. Mycol.* 14 : 312 : 1935).

SMITH K. 1957. — A textbook of plant virus diseases. J. et A. Churchill Ltd., London (p. 34-44).

WHITEHEAD T., MCINTOSH T. P. and FINDLAY W. M. 1953. — The potato in health and disease. Third Edition. XV + 744 p. Olivier & Boyd, Edinburgh & London.

(*Dept. of Botany, Lucknow University, India*).

ANALYSES

■

Messiaen C. M. — La systématique du genre *Fusarium* selon Snyder et Hansen. *Rev. Pathol. végét. Entom. agric. Fr.*, t. XXXVIII, fasc. 4, p. 253-266, oct.-déc. 1959.

Les *Fusarium* sont des Champignons que rencontrent souvent les phytopathologistes. Les difficultés de leur étude systématique sont multiples et, ainsi que l'avait souligné Mir. Moreau (1957), aux limites conventionnelles essentiellement fragiles que Wollenweber et Reinking (1935) avait assignées aux diverses espèces, il paraît souhaitable de substituer la conception plus récente exposée par Snyder et Hansen (1940 à 1957).

Les lecteurs français seront reconnaissants à C. M. Messiaen d'avoir résumé pour eux les grandes divisions de la classification de Snyder et Hansen dont les publications scientifiques ne sont pas toujours d'un accès facile. Une clé dichotomique et quelques figures originales contribuent à rendre ce travail d'une grande utilité.

Robertson J. S. — Co-infection by a species of *Pythium* and *Rhizoctonia lamellifera* Small in Blast disease of Oil-Palm seedlings. *Trans. Brit. Mycol. Soc.*, t. XLII, fasc. 4, p. 401-405, pl. 23, déc. 1959.

Poursuivant l'étude du « blast » du Palmier à huile au « West African Institute for Oil Palm Research » du Nigeria, Robertson établit qu'un *Pythium* est responsable primaire de la maladie et qu'il est aussitôt suivi du *Rhizoctonia lamellifera*. Des infections mixtes mettent en évidence le pouvoir pathogène de ces deux Champignons. Le *Rhizoctonia* est capable de parasiter les filaments du *Pythium*. Nous nous réjouissons de voir dans ce travail confirmation de l'étude que, dès juil. 1958 (*Rev. de Mycol.*, t. XXIII, fasc. 2, p. 201-232, 11 fig., juil. 1958) nous avions consacrée au blast, signalant notamment que, comme dans d'autres cas de dépérissement, le *Rhizoctonia* succède ici au *Pythium splendens*.

C. Moreau.

Le rédacteur en chef et le gérant de la Revue : Roger Heim, P. Monnoyer.

Imprimerie Monnoyer — Le Mans

Les Champignons Hallucinogènes du Mexique

Etudes ethnologiques, taxinomiques, biologiques, physiologiques et chimiques

Par Roger HEIM et R. Gordon WASSON

Avec la collaboration de Albert HOFMANN, Roger CAILLEUX, A. CERLETTI, Arthur BRACK, Hans KOBEL, Jean DELAY, Pierre PICHOT, Th. LEMPERIÈRE, P. J. NICOLAS-CHARLES.

Prix de l'ouvrage franco de port: France, Communauté française: **28.000** F. Etranger : **64** $; **23** £. Montant par : chèque bancaire au nom de la Bibliothèque Centrale du Muséum ou versement C.C.P. Paris 9062-62.

Bibliothèque Centrale du Muséum d'Histoire Naturelle, 36, rue Geoffroy-Saint-Hilaire, Paris-V^e^.

SOMMAIRE

Avec 17 planches hors-texte en couleurs, reproduisant les aquarelles de Roger HEIM, Renée GYSSELS, Michelle BORY, 20 planches hors-texte en noir, 14 dessins coloriés dans le texte, 69 figures en noir, 3 cartes, divers tableaux et un index, 324 pages de texte et index.

**Editions du Muséum National d'Histoire Naturelle
36, rue Geoffroy-Saint-Hilaire, Paris-V^e^.**

ABONNEMENTS

Le prix d'abonnement à la *Revue de Mycologie* pour le Tome XXIV (1959) a été fixé à :

Frs 1.800 (18 N F) pour la France et la Communauté.

Pour les pays étrangers : Frs 2.300.

PRIX DES TOMES I (1936) à XXIII (1958)

CHAQUE TOME :

France et Communauté	Frs	2.100	(21 N F)
Etranger	Frs	2.600	(26 N F)

MEMOIRES HORS-SERIE

N° 1 (1938). **Les Truffes**, par G. Malençon (*épuisé*).

N° 2 (1942). **Les matières colorantes des champignons**, par I. Pastac. 88 pages. France : 800 fr. Etranger : 1.000 fr.

N° 3 (1943). **Les constituants de la membrane chez les champignons**, par R. Ulrich. 44 pages. France : 250 fr. Etranger : 350 fr.

N° 4 (1950). **Les Champignons et nous**, par G. Becker. 80 pages (Chroniques). France : 400 fr. Etranger : 500 fr.

N° 7 (1959). **Les Champignons et nous (II)**, par G. Becker. 94 pages (Chroniques). France : 500 fr. Etranger : 600 fr.

N° 5 (1950). **La culture du Champignon de couche**, par L. Loireau. 96 p., pl. et fig. France: 900 fr. Etranger: 1.100 fr.

N° 6 (1958). **Essai biotaxonomique sur les Hydnés résupinés et les Corticiés.** Etude spéciale du comportement nucléaire et des mycéliums, par J. Boidin. 390 p., pl. et fig. France : 3.200 fr. Etranger : 3.500 fr.

FLORE MYCOLOGIQUE DE MADAGASCAR ET DÉPENDANCES, publiée sous la direction de M. Roger HEIM.

Tome I. Les Lactario-Russulés, par Roger Heim (1938). 196 pages, 60 fig., 8 pl. hors-texte. France: 2.200 fr. Etranger : 2.800 fr.

Tome II. Les Rhodophylles, par H. Romagnesi (1941). 164 pages, 46 fig. France: 1.200 fr. Etranger: 1.500 fr.

Tome III. Les Mycènes, par Georges Métrod (1949). 144 pages, 88 fig. France : 1.200 fr. Etranger : 1.500 fr.

Tome IV. Les Discomycètes, par Marcelle Le Gal (1953). 465 p., 172 fig. France : 6.500 fr. Etranger: 8.000 fr.

Prix de ce fascicule :

France	400 fr.	(4 N F)
Etranger	550 fr.	(5,5 N F)